

**UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS**

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA**

**E.A.P de Medicina Veterinaria**

**Helmintiasis en alpacas (Vicugna Pacos) de dos  
comunidades del distrito de Macusani, provincia  
Carabaya–Puno; durante la época seca**

**TESIS**

**Para optar el Título Profesional de Médico Veterinario**

**AUTOR**

**Nancy Contreras Sosa**

**Lima-Perú**

**2012**

## **DEDICATORIA**

A mis padres por su apoyo incondicional y confianza, y por enseñarme que en esta vida todo se puede con dedicación y confianza.

Pantera, Layca y Bethoben, aunque los descuide siempre están y siempre los llevare en mi corazón.

A mi amiga Karen y mi prima Cindy por estar conmigo apoyándome, aunque las hacia renegar.

A ti Ademir por enseñarme que en esta vida todo se puede, y gracias a la llegada de este nuevo ser, los amo a los dos

A mis amigos de Puno: Martha y Rimberto.

## **AGRADECIMIENTOS**

A la Doctora Amanda Chavéz V. por su compromiso y confianza con mi trabajo

Al Doctor Victor Leyva V. por su ayuda y confianza

A Rosita Pinedo por su ayuda en la elaboración de esta tesis

A las chicas del laboratorio de parasitología Cristina, Katherine, Merly, Elizabeth por el apoyo  
brindado para no rendirme.

A mi amigo Carlos Perez por sus palabras de aliento para seguir adelante con la tesis.

# ÍNDICE

	<b>Pág.</b>
<b>RESUMEN</b> .....	i
<b>ABSTRACT</b> .....	ii
<b>LISTA DE CUADROS</b> .....	iii
<b>LISTA DE FIGURAS</b> .....	iv
<b>LISTA DE ANEXOS</b> .....	v
<b>I.INTRODUCCIÓN</b> .....	1
<b>II. REVISIÓN DE LITERATURA</b> .....	3
2.1    Etiología.....	3
2.2    Taxonomía.....	4
2.3    Morfología.....	4
2.4    Ciclo biológico.....	5
2.5    Epidemiología.....	12
2.5.1    Nematodo.....	12
2.5.1.1    Factores medio ambientales.....	12
2.5.1.2    Factores del hospedero.....	13
2.5.1.3    Factores del parásito.....	15
2.5.1.4    Hipobiosis.....	16
2.5.2    Cestodo.....	17
2.5.2.1    Medio ambiente.....	17
2.5.2.2    Hospedero.....	17
2.5.2.3    Parasito.....	17
2.6    Prevalencia y estudio en alpacas.....	18
2.7    Fisiopatología y signos clínicos.....	18
2.8    Patología.....	21
2.9    Diagnostico.....	22
2.10    Tratamiento.....	23

2.11	Control de Helmintos.....	25
2.12	Impacto Económico.....	27
<b>III. MATERIALES Y MÉTODOS</b>		
3.1	Lugar de estudio.....	28
3.2	Animales de estudio.....	28
3.3	Tamaño de la muestra.....	28
3.4	Recolección de la muestra.....	29
3.5	Análisis Coprológico de la muestra.....	29
3.6	Análisis de datos.....	31
3.7	Análisis estadístico.....	32
<b>IV. RESULTADOS.....</b>		33
<b>V. DISCUSIÓN.....</b>		38
<b>VI. CONCLUSIONES.....</b>		42
<b>VII. BIBLIOGRAFIA.....</b>		43

## RESUMEN

El estudio tuvo por objetivo estimar la prevalencia de helmintos gastrointestinales en alpacas de dos comunidades del distrito de Macusani, Provincia Carabaya-Puno, durante la época de seca. Así como determinar la prevalencia de las variables: sexo, edad y procedencia; establecer el promedio de carga parasitaria e identificar los géneros de helmintos presentes. Se colectaron muestras de heces de 1319 alpacas durante agosto a octubre del 2010. Las muestras fueron procesadas en el Laboratorio de Microbiología y Parasitología – Sección Parasitología; empleándose las técnicas coproparasitológicas de flotación con solución Willis y sedimentación espontánea; así mismo para la estimación de la carga e identificación de larvas de nematodos se utilizó el método McMaster modificado y Baermann respectivamente. Obteniéndose una prevalencia de helmintos de  $63.9 \pm 2.6\%$  en alpacas y observándose mayor porcentaje en machos (73.9%); así como en el grupo etario de 5 meses a 1 año (77.7%). Con respecto a la comunidad Hatun Phinaya y Queracucho se halló prevalencias de 60.7 y 66.6% respectivamente. La mayoría de la carga parasitaria por nematodos no superó los 100 hpg. Los géneros de helmintos identificados fueron: *Nematodirus*, *Trichuris*, *Moniezia*, *Cooperia*, *Oesophagostomum*, *Trichostrongylus*, *Ostertagia*, *Bunostomum*, *Haemonchus*, *Capillaria* y *Lamanema*. Donde *Nematodirus* presento prevalencia del 52.8% seguido de *Trichuris* (10.8%) y *Moniezia* (9.6%). La edad constituyo un factor de riesgo para la presencia de helmintos; donde, animales de 5 meses a 1 año y animales de 1 a 3 años presentaron riesgo de 2.93 y 1.98 veces ( $p < 0.05$ ) respecto a la población mayor a 3 años.

**Palabras clave:** Alpacas, parásitos gastrointestinales, Puno, época seca

## ABSTRACT

The study aimed to estimate the prevalence of gastrointestinal helminth communities alpacas two Macusani District, Province Carabaya-Puno, during the dry season. And to determine the prevalence of the variables: sex, age and origin. Set the load average and identify parasitic helminths genres present. Stool samples were collected in 1319 alpacas during August to October 2010. Samples were processed in the Laboratory of Microbiology and Parasitology - Section Parasitology; techniques being used coproparasitologic Willis flotation and sedimentation spontaneous solution, likewise for load estimation and identification of nematode larvae McMaster method was used and modified Baermann respectively. With a prevalence of helminths of  $63.9 \pm 2.6\%$  in alpacas and highest percentage observed in males (73.9%), and in the age group of 5 months to 1 year (77.7%). With respect to the community and Queracucho Phinaya Hatun was found prevalences of 60.7 and 66.6% respectively. There was significant difference ( $p < 0.05$ ) between parasitism against variables such as sex, age and origin. Most nematode parasite load not exceeded 100 epg. Helminth genera were identified: *Nematodirus*, *Trichuris*, *Moniezia*, *Cooperia*, *Oesophagostomum*, *Trichostrongylus*, *Ostertagia*, *Bunostomum*, *Haemonchus*, *Capillaria* and *Lamanema*. Where present *Nematodirus* prevalence 52.8% followed by *Trichuris* (10.8%) and *Moniezia* (9.6%). The age constituted a risk factor for the presence of helminths, where animals from 5 months to 1 year and animals 1-3 years had risk of 2.93 and 1.98 times ( $p < 0.05$ ) compared to the population over three years.

Key Word: Alpacas, gastrointestinal parasites, Puno, dry season.

## LISTA DE CUADROS

	Pág
Cuadro 1. Clasificación taxonómica de los helmintos (nematodos y cestodos) en Camélidos.....	4
Cuadro 2. Características morfológicas de los huevos de los principales nematodos y cestodos en Camélidos Sudamericanos.....	5
Cuadro 3. Características morfológicas y biométricas de larvas infectivas de nematodos gastrointestinales de camélidos sudamericanos.....	6
Cuadro 4. Período Pre - Patente y periodo preparasitico de los principales nematodos en Camélidos.....	10
Cuadro 5. Píotencial biótico de los principales nematodos gastroenterico presentes en rumiantes.....	17
Cuadro 6. Dosis y vía de aplicación contra los helmintos gastrointestinales en Camélidos Sudamericanos.....	25
Cuadro 7. Prevalencia de helmintiasis gastrointestinal en alpacas ( <i>Vicugna pacos</i> ) huacaya de 2 comunidades del distrito de Macusani, provincia Carabaya - Puno (Agosto-Octubre, 2010).....	34
Cuadro 8. Prevalencia de huevos de helmintos gastrointestinales en alpacas ( <i>Vicugna pacos</i> ) huacaya de 2 comunidades del distrito de Macusani, provincia Carabaya - Puno (Agosto-Octubre, 2010).....	35
Cuadro 9. Carga parasitaria de helmintos gastrointestinales en alpacas ( <i>Vicugna pacos</i> ) huacaya de 2 comunidades del distrito Macusani, provincia Carabaya-Puno (Agosto-Octubre, 2010).....	36



## LISTA DE FIGURAS

	Pág
Figura 1	7
Esquema de larvas infectivas de nematodos gastrointestinales de Camélidos Sudamericanos	
Figura 2	9
Esquemas de los ciclos biológicos de los principales nematodos gastrointestinales en Camélido.....	
Figura 3	11
Esquema del ciclo biológico de los cestodos en Camélidos.....	
Figura 4	37
Porcentajes de larvas infectivas (L3) procedentes de HTS, en alpacas ( <i>Vicugna pacos</i> ) huacaya de 2 comunidades del distrito Macusani, provincia Carabaya-Puno (Agosto-Octubre, 2010).....	

## LISTA DE ANEXOS

	Pág
Apendice 1	51
Factores de riesgo para la presentación de helmintos gastrointestinales en alpacas ( <i>Vicugna pacos</i> ) huacaya de 2 comunidades del distrito de Macusani, provincia Carabaya - Puno (Agosto- Octubre, 2010).....	
Apendice 2	52
Cultivo de huevo tipo strongylus de las muestras positivas.....	
Apendice 3	52
Recolección de larvas L3 mediante el método de Baermann.....	
Apendice 4	53
Larva L3 <i>Trichostrongylus</i> spp (615x760) (80x110) hallado en el distrito Macusani, provincia Carabaya –Puno (Contreras, 2012)....	

## **I. INTRODUCCION**

El Perú es poseedor del mayor número de alpacas en el mundo y el departamento de Puno presenta una población con cerca de 2 millones de cabezas, que representan el 59% de la población nacional (CEPES, 2010). El 90% se encuentra en manos de comunidades campesinas y pequeños productores. Es por ello que el distrito Macusani de la provincia de Carabaya-Puno, ubicado sobre 4 315 msnm, es considerado la "capital alpaquera del Perú y del mundo".

La crianza de alpacas es una actividad importante en las ecologías de puna alta, estos animales proveen una fuente de fibra, carne (Guerrero y Alva, 1986) y pieles útiles para el sustento de la familia campesina. Sin embargo, uno de los factores que limita el proceso productivo son las enfermedades parasitarias (Ameghino, 1991).

Los nematodos ocasionan; disminución del apetito, mal aprovechamiento de alimentos, interfiriendo con la conversión alimenticia al generar competencia con el hospedero por los nutrientes; traduciendo en un crecimiento deficiente, diarrea, etc. Los cestodos, provocan en el hospedero una acción irritativa, mecánica (obstrucción intestinal) y toxica que genera diversos tipos de enteritis, según la carga parasitaria (Guerrero y Leguía, 1987). En consecuencia, los helmintos ocasionan en los camélidos domésticos disminución en la producción, tanto en carne como en fibra, decomiso de vísceras infectadas y genera pérdidas que ascienden en \$695,400 dólares anuales (Ministerio de agricultura, 1973). Además, el gasto adicional que implica el uso de un antiparasitario, lo que evidentemente va en detrimento de la economía de los productores (Rojas, 1990).

La edad juega un rol importante ya que se conoce que alpacas menores de 2 años son muy susceptibles a la infección por helmintos (Chávez y Guerrero, 1965; Guerrero y Alva, 1968; Dunn, 1983; Leguía y Casas, 1999; Bustinza, 2001). También contribuyen a la infección

parasitaria, el manejo animal, tales como el pastoreo en ambientes reducidos y contaminados con formas parasitarias, sin la adecuada rotación de pasturas (Romero y Sanabria, 2005). Dentro del factor medio ambiental, el clima juega un rol importante, así se ha reportado cargas bajas en puna seca (Rojas, 1990; Leguía y Casas, 1999; Yucra, 2002).

La tasa de prevalencia de helmintos en alpacas de explotaciones medianas o grandes es alta, encontrándose en la literatura reportes que van desde 70 a 100% (FAO, 2005). Sin embargo, son escasos los estudios realizados en pequeñas explotaciones o comunidades campesinas donde la crianza es generalmente mixta (Leguía y Casas, 1999). No obstante en el departamento de Puno se han reportado prevalencias parasitarias variables, en los distritos de Mañazo y Cabanillas 85% (CEDER, 2009) y Quinsachata 38% (Wolf, 2010).

Por lo tanto, el presente estudio tuvo como objetivo estimar la prevalencia de helmintos gastrointestinales en alpacas de dos comunidades del distrito de Macusani, Provincia de Carabaya-Puno, durante la época de seca. Así como determinar la prevalencia de las variables: sexo, edad y procedencia; establecer el promedio de carga parasitaria e identificar los géneros de helmintos presentes.

## II. REVISION BIBLIOGRAFICA

### 2.1.ETIOLOGIA

La helmintiasis gastrointestinal en camélidos es producida por nematodos y cestodos, esta asociación entre especies es frecuente. En nuestro país los nematodos o gusanos redondos, causa la gastroenteritis verminosa, también llamada “diarrea parasitaria” o “Ichu laqo”, (Ramírez *et al.*, 1998). Los cestodos o gusanos aplanados, son causantes de la teniasis, llamado comúnmente “kuica” o “tallarín” (Bustinza, 2001).

Los nematodos que afectan a los camélidos sudamericanos (CSA), se localizan en la mucosa del tracto gastrointestinal, tanto en el abomaso como en el intestino delgado y grueso (Chavez y Guerrero, 1965; Guerrero y Alva, 1986; Guerrero y Leguia 1987; Rojas 1990; Leguia y Casas 1999). Sin embargo, se ha reportado que especies propias de vacunos y ovinos también pueden afectar a los camélidos, como los del género *Ostertagia*, *Trichostrongylus*, *Cooperia*, *Haemonchus*, *Oesophagostomum* (Guerrero y Alva, 1968; Guerrero y Alva, 1986) ocasionando una alta morbilidad. Los géneros más frecuentes presentes en las alpacas son: *Lamanema*, *Nematodirus*, *Cooperia*, *Camelostrongylus*, *Trichostrongylus*, *Ostertagia*, *Graphinema* y *Capillaria* (Rojas, 1990).

Respecto a los cestodos es producida por las tenias *Moniezia expansa*, *Moniezia benedeni* y *Thysaniezia giardi*. Además, se han reportado que tiene como otros hospederos al ovino, caprino y bovino. Las tenias adultas se localizan en el intestino delgado de la alpaca (Leguia y Casas, 1999; Bustinza, 2001).

## 2.2.TAXONOMIA

La clasificación incluyen los miembros de cuatro phyla no relacionados filogenéticamente: Platyhelminthes, Nematoda, Acantocephala y Annelida.

Cuadro 1 Clasificación taxónomica de los helmintos (nematodos y cestodos) en Camélidos

Phylum Nematoda		
<b>Clase</b>	Secermenta	
<b>Orden</b>	Strongylida	
<b>Familia</b>	Trichostrongylidae	Genero <i>Ostertagia</i> <i>Trichostrongylus</i> <i>Haemonchus</i> <i>Cooperia</i> <i>Graphinema</i> <i>Spiculopteragia</i> <i>Camelostrongylus</i>
	Dictyocaulidae	<i>Dictyocaulus</i>
	Molinidae	<i>Nematodirus</i> <i>Lamanema</i>
	Ancylostomatidae	<i>Bunostomum</i>
<b>Clase</b>	Adenophorea	
<b>Orden</b>	Enoplida	
<b>Familia</b>	Trichuridae	<i>Trichuris</i>
	Capillariade	<i>Capillaria</i>
Phylum Plathelminthes		
<b>Clase</b>	Cestoidea	
<b>Orden</b>	Ciclophyllida	
<b>Familia</b>	Taeniidae	<i>Moniezia</i> <i>Thysaniezia</i>









Fuente: Novoa, 1991; Bustinza, 2001; Quiroz, 2005.

## 2.3.MORFOLOGIA

Los huevos de *Nematodirus*, *Lamanema Chavezi*, *Trichuris*, *Capillaria* y *Moniezia*; pueden ser reconocidos por su morfología. A diferencia, los huevos tipo *Strongylus* requieren mediciones o cultivos para diferenciar los géneros de procedencia.

Las características típicas de los huevos de los principales nematodos y cestodos se muestran a continuación en el cuadro 2 y de las larvas en el cuadro 3.

Cuadro 2 Características morfológicas de los huevos de los principales nematodos y cestodos en Camélidos Sudamericanos

Especie	Esquema	Característica
<i>Nematodirus spatiger</i>		Cubierta delgada, son grandes y ovoideos, con extremos ligeramente alargados y con ocho blastómeros, 200 x 90 $\mu\text{m}$
<i>Nematodirus lamae</i>		Cubierta delgada, son alargados con bordes redondeados contienen 8 blastómeros, miden 156 x 768 $\mu\text{m}$
<i>Lamanema chavezii</i>		Cubierta delgada, su forma es alargada, con bordes redondeados, contiene 16 blastómeros y miden 176 x 76 $\mu\text{m}$
<i>Graphinema aucheniae</i> <i>Ostertagia</i> <i>Trichostrongylus</i> <i>Bunostomum</i> <i>Oesophagostomum</i> <i>Cooperia</i> <i>Spiculopteragia peruvianus</i> <i>Camelostongylus mentulatus</i>		Llamados “huevos tipo strongylus”, con cubierta delgada, contienen de ocho a veinte blastómeros y el tamaño varía entre 60 y 110 $\mu\text{m}$
<i>Trichuris</i>		Cubierta gruesa, son de color amarillo o marrón, aspecto en forma de limón, con dos tapones polares incoloros y refringentes que destacan claramente de la cubierta, miden 70-90 x 30-40 $\mu\text{m}$
<i>Capillaria</i>		Cubierta gruesa, aspecto es en forma de barril ó de limón, con dos tapones polares menos prominentes que los de Trichuris, miden 45-50 x 22-25 $\mu\text{m}$
<i>Moniezia expansa</i>		Cubierta gruesa, forma triangular y presentan en su interior una estructura en forma de pera llamada aparato piriforme, miden 55 x 65 $\mu\text{m}$
<i>Moniezia benedeni</i>		Cubierta gruesa, forma de cubo, presentan el aparato piriforme y miden unas 80 $\mu\text{m}$ .

Fuente: Morgan y Hawkins, 1949; Leguía y Casas, 1999; Kassai, 2002; Quiroz, 2005.

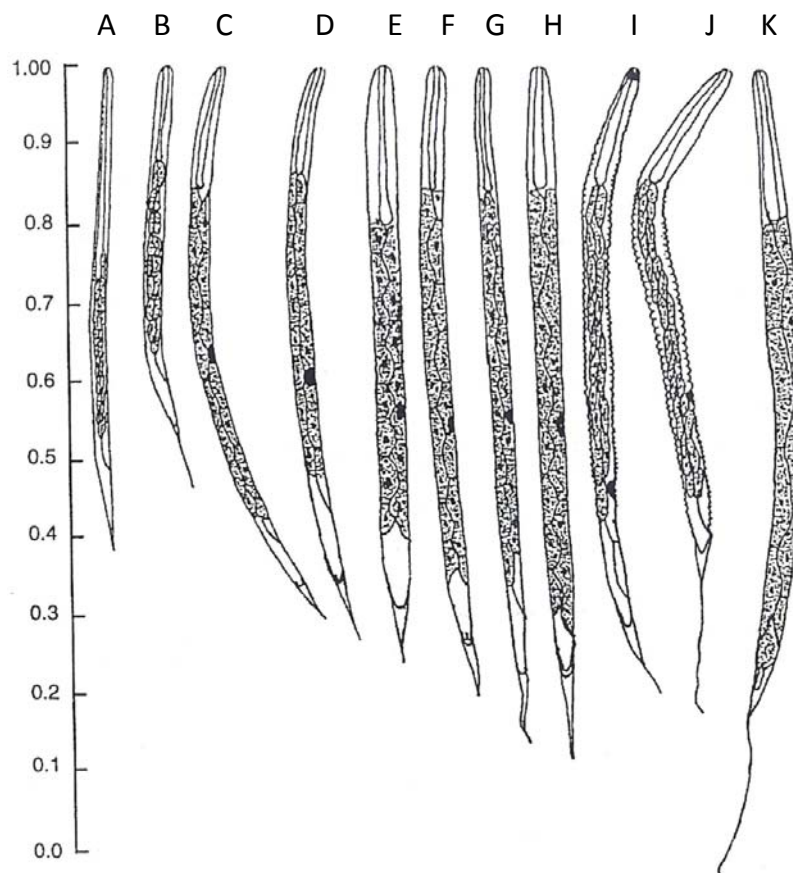
Cuadro 3 Características morfológicas y biométricas de larvas infectivas de nematodos gastrointestinales de camélidos sudamericanos

Especie	Longitud total (µm)	Largo total de la cola (µm)	Células intestinales	Características Morfológicas
<i>Bunostomum</i>	514-678	133-158	16	Pequeña. Cola de la larva obtusa y redondeada. Cola de la cubierta fina y larga.
<i>Trichostrongylus axei</i>	610-762	80-110	16	Pequeña. Cola de la larva redondeada. Cola de la cubierta corta, cónica y aguda.
<i>Trichostrongylus columbriformis</i>	560-784	76-105	16	Pequeña. Cola de la larva termina en una o dos protuberancias. Cola de la cubierta corta, cónica y recta.
<i>Trichostrongylus vitrinus</i>	622-796	70-118	16	Pequeña. Cola de la larva con una hendidura terminal en forma de w. cola de la cubierta corta, cónica y recta.
<i>Ostertagi ostertagi</i>	730-920	110-164	16	Mediana. Cola de la larva obtusa y con una pequeña incisión en su parte ventral. Cola de la cubierta larga y puntiaguda.
<i>Ostertagia circumcincta</i>	797-900	94-121	16	Mediana. Cola de la larva con terminación obtusa redondeada. Cola de la cubierta, corta puntiaguda y con desviación a nivel de la cola larval.
<i>Camelostrongylus mentulatus</i>	805-910	92-130	16	Mediana. Cola de la larva con terminación roma. Cola de la cubierta corta y puntiaguda.
<i>Graphinema aucheniae</i>	787-944	143-190	16	Mediana. Cola de la larva con terminación bífida. Cola de la cubierta corta.
<i>Mazamastrongylus peruvianus</i>	865-997	138-168	16	Mediana. Cola de la larva con terminación roma. Cola de la cubierta larga, puntiaguda y con desviación en su extremo distal.
<i>Cooperia oncophora</i>	804-924	124-150	16	Mediana. Cola de la larva redondeada. Cola de la cubierta con una ondulación ligera y de terminación obtusa.
<i>Cooperia curticei</i>	711-850	97-122	16	Mediana. Cola larval redondeada. Cola de la cubierta recta y filamentosa.
<i>Lamanema chavezii</i>	685-851	102-130	16	Mediana y ancha. Cola de la larva con terminación roma. Cola de la cubierta corta y puntiaguda
<i>Haemonchus contortus</i>	650-761	119-160	16	Mediana. Cola de La larva cónica. Cola de la cubierta se retuerce bruscamente a nivel de la cola larval, se adelgaza y termina en un filamento.
<i>Oesophagostomum</i>	771-849	193-235	16-24	Mediana. Cola de la larva roma. Cola de la cubierta termina en forma aguda.
<i>Chabertia ovina</i>	710-789	175-220	24-32	Mediana. Cola de la larva obtusa y roma. Cola de la cubierta larga y filamentosa, muy delgada en su parte anterior.
<i>Nematodirus spathiger</i>	922-1130	310-350	8	Larga. Cola de la cubierta bastante larga y delgada
<i>Nematodirus filicollis</i>	752-1018	294-410	8	Larga. Cola de la cubierta muy larga y filamentosa.
<i>Nematodirus lamae</i>	998-1123	310-390	8	Larga. Cola de la larva larga y filamentosa.

Fuente: Rojas, 1990; Leguía y Casas, 1999.



**Figura 1** Esquema de larvas infectivas de nematodos gastrointestinales en Camélidos Sudamericanos (Leguia y Casas, 1999).



A. *Strongyloides papillosus*  
 B. *Bunostomum phobotomum*  
 C. *Trichostrongylus axei*  
 D. *Haemonchus contortus*  
 E. *Lamanema Chavezi*  
 F. *Graphinema aucheniae*

G. *Ostertagia ostertagi*  
 H. *Mazamastrongylus peruvianus*  
 I. *Cooperia p*  
 J. *Oesophagostomum radiatum*  
 K. *Nematodirus*

## 2.4. CICLO BIOLOGICO

### 2.4.1. Nematodos

El ciclo de vida es directo y comprende dos etapas:

#### A) Desarrollo exógeno

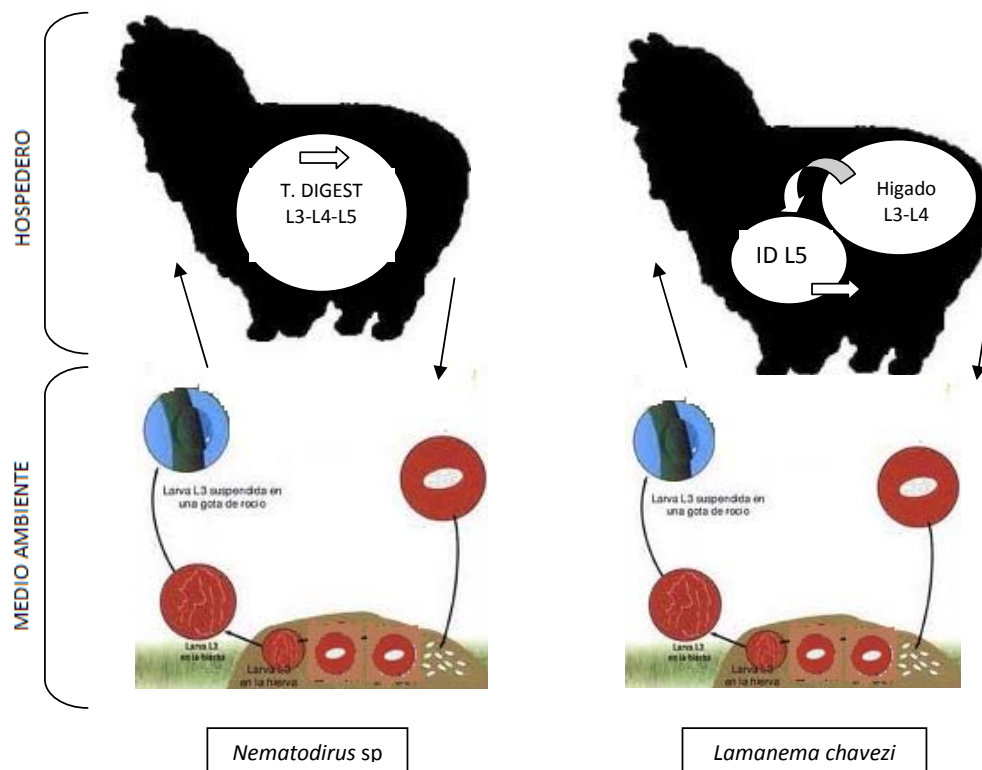
Los huevos son excretados en las heces por los parásitos hembras, en estado de blastomerización los cuales bajo condiciones de humedad y temperatura adecuadas evolucionan de la siguiente manera:

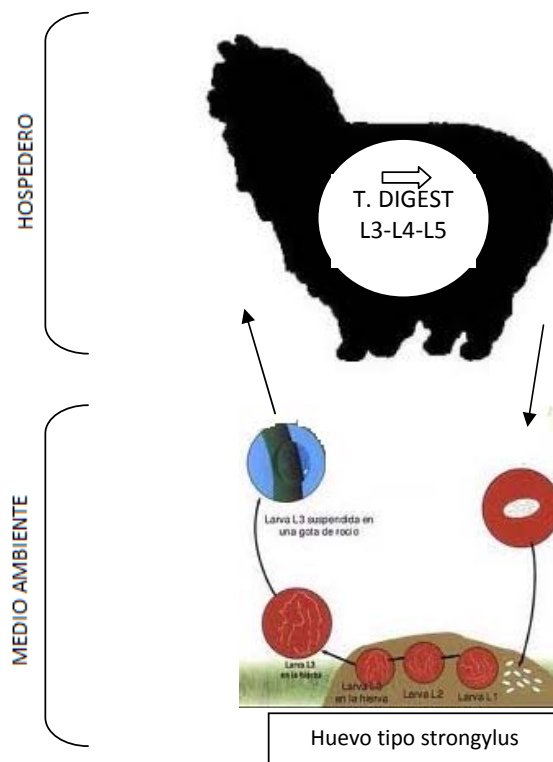
- Huevos “tipo strongylus”.- En el ambiente las células blastoméricas dan lugar a la formación de larvas de primer estadio ( $L_1$ ), que después de eclosionar el huevo mudan y se transforman en larvas de segundo estadio ( $L_2$ ), estas vuelven a mudar y se convierten en larvas de tercer estadio ( $L_3$ ), esta última es la larva infectiva. Los huevos tipo strongylus son mostrados por la mayor parte de nematodos con excepción de *Trichuris*, *Capillaria*, *Nematodirus* y *Lamanema* (Guerrero y Alva, 1986; Rojas, 1990; Leguía y Casas, 1999).
- Huevos de *Lamanema* y *Nematodirus*.- En estos géneros las larvas de primer, segundo y tercer estadio se desarrollan dentro del huevo y su eclosión se realiza cuando la larva infectiva está completamente formada, además requieren estímulos mecánicos y térmicos para lograr que la forma infectiva pueda eclosionar del huevo (Guerrero y Alva, 1986; Leguía, 1991; Leguía y Casas, 1999). Sin embargo, larvas de *Lamanema* y *Nematodirus*, se pueden encontrar a lo largo del año debido a que la  $L_3$  desarrolla dentro del huevo, dándole resistencia contra la desecación (Guerrero *et al.*, 1973). Los huevos larvados de *Trichuris* y *Capillaria* constituyen las formas infectantes (Leguía y Casas, 1999)

#### B) Desarrollo endógeno

Cuando los camélidos consumen pasto contaminado con larvas infectivas ( $L_3$ ), penetran las glándulas gástricas o la mucosa del intestino delgado y grueso, de acuerdo a la especie mudan y se convierten en larvas de cuarto estadio ( $L_4$ ) que retornan a la luz del abomaso o intestino para alcanzar su estado adulto (Leguía y Casas, 1999). En el caso de *Lamanema*, la  $L_3$  migra al hígado, vía sanguínea o linfática donde muda a  $L_4$ , para luego retornar por el colédoco al intestino delgado, donde completa su maduración (Guerrero *et al.*, 1973). Como regla general, el periodo prepatente varía de 3 a 5 semanas excepto cuando se produce la hipobiosis, fenómeno en el cual la  $L_4$  puede permanecer varios meses sin desarrollarse dentro de la mucosa del abomaso o intestino.

**Figura 2** Esquemas de los ciclos biológicos de los principales nematodos gastrointestinales en Camélidos





Fuente: Guerrero y Alva, 1986; Leguía, 1991; Bustinza, 2001.

Cuadro 4 Período Pre- Patente y periodo Pre- Parasítico de los principales nematodos gastrointestinales en Camélidos

Género o Especie	Periodo Pre- parasítico (días)	Periodo- Prepatente (días)
<i>Graphinema</i>		36
<i>Ostertagia</i>	8	23
<i>Trichostrongylus</i>		17 a 30
<i>Cooperia</i>		17
<i>Oesophagostomum</i>		28
<i>Nematodirus lamae</i>	14 a 28	28 a 30
<i>Nematodirus spathiger</i>		
<i>Lamanema chavezii</i>	14 a 28	30

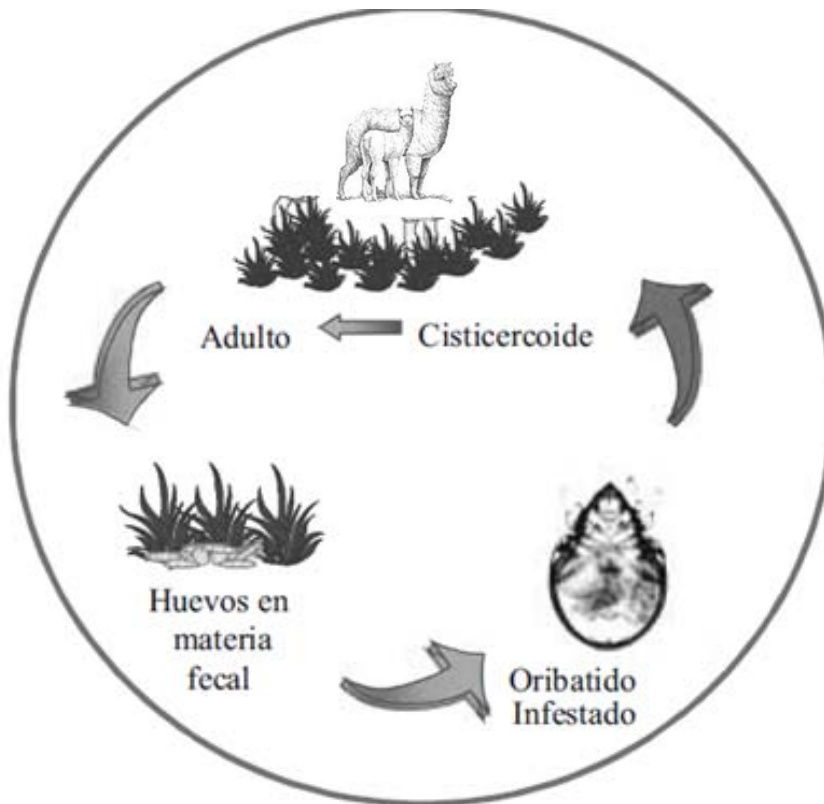
Fuente: Guerrero y Alva, 1986; Leguía, 1991

#### 2.4.2. Cestodos

##### El ciclo de vida es indirecto

Las tenias adultas parasitan el intestino delgado de los CSA produciendo proglotidos o anillos, llenos de huevos que salen al exterior con las heces. En los pastizales los proglotidos se desintegran liberando huevos, que son ingeridos por artrópodos coprófagos (ácaros oribatidos e insectos psocido), en cuyo interior se desarrolla la forma larvaria o cisticercoide. Los camélidos se infectan al ingerir pastizales contaminados con estos artrópodos, liberándose la larva en el estomago, para luego fijarse el escólex en la mucosa intestinal y alcanzar su estado adulto entre 6 a 7 semanas (Fernández, 1991; Ramírez *et al.*, 1998).

**Figura 3** Esquema del ciclo biológico de los cestodos en Camélidos



Fuente: Fernández, 1991; Ramírez *et al.*, 1998

## 2.5.EPIDEMIOLOGIA

La parasitosis no se mantiene constante a lo largo del año. Fluctúan en función a diversos factores: el clima, atributos biológicos propios del hospedador como estado nutricional, estado inmune, destete y parto influyen en la presencia del parásito ya que la resistencia del hospedador puede disminuir o anular la ovulación de los vermes (Boch y Supperer, 1977). La disposición larvaria en los pastos, la inhibición larvaria y la longevidad del parásito (Rose, 1960) ayudan también a la presencia de helmintos. Entonces diversos factores geográficos, geológicos y edáficos intervienen en la formación de ecosistemas naturales, condicionando la presencia de los parásitos y la intensidad del parasitismo, tanto en las especies de ciclo directo como en las que necesitan de uno o varios hospederos para realizarlo (Compaire y Tarazona, 1985).

### 2.5.1. Nematodos

#### 2.5.1.1. FACTORES MEDIO AMBIENTALES

Son los factores externos, que tienen que ver con el desarrollo y la sobrevivencia de las fases no parasíticas y fundamentalmente están dadas por la humedad y la temperatura (Levine, 1963).

**Humedad:** Expresada como precipitación pluvial o humedad del ambiente. La humedad es un factor importante que varía dependiendo de la época del año (periodo lluvioso o sequia). Así tenemos que las larvas son capaces de desarrollarse en pequeño número si la humedad relativa oscila entre 70 y 100%, pero en general se requiere un mínimo del 96% para el desarrollo de la larva L<sub>3</sub> (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Barriga, 2002).

**Temperatura:** La mayoría de los nematodos tiene un rango óptimo de temperatura para desarrollarse, a medida que se aleje de este rango, un porcentaje menor de huevos se desarrolla, algunos simplemente mueren (particularmente a temperaturas altas), y otros solamente se inhiben (particularmente con temperaturas bajas) y reinician el desarrollo cuando vuelvan las temperaturas más apropiadas (Barriga, 2002).

Teniendo en cuenta la humedad y la temperatura, los nematodos pueden agruparse en tres categorías:

1. Los que para su desarrollo y sobrevivencia necesitan de una precipitación mínima de 50 mm y una temperatura promedio mensual de 15 a 37°C. En la zona donde se crían alpacas, estas condiciones ambientales no suelen presentarse, razón por la cual no constituye problema el *Bunostomum*, *Oesophagostomum* y *Haemonchus* (Chávez y Guerrero, 1965 y 1967).

2. Los que requieren una temperatura promedio mensual de 6 a 20°C y una precipitación pluvial mínima de 50 mm; que incluyen especies de *Ostertagia*, *Cooperia oncophora*, *C mcmasteri*, *Graphinema aucheniae* y *Spiculoptera peruviana* (Chávez y Guerrero, 1967).
3. El tercer grupo está representado por el *T. axei* que desarrolla y sobrevive temperaturas de 6 a 37°C y una precipitación pluvial mínima de 50 mm.
4. El cuarto grupo está representado por el *Nematodirus* y *Lamanema* que, probablemente a su desarrollo se realiza íntegramente dentro del huevo, son resistentes a la sequedad y a temperaturas menores de 6°C.

En las condiciones de intenso frío y periodos de sequía de la puna alto andina, lugar de crianza de alpacas, los parásitos de los últimos 3 grupos están presentes en forma especial y significativa, que han sido corroborados en los estudios epidemiológicos de las verminosis gastrointestinales en alpacas realizados por Chávez *et al.*, como lo afirma Guerrero (1968). En cambio los nematodos que presentan huevos tipo *Strongylus* se observa una marcada estacionalidad, encontrándose niveles altos de infección durante época de lluvias, que ofrece condiciones favorables para el desarrollo, sobrevivencia y transmisión de larvas infectivas. En el caso de *Lamanema* y *Nematodirus*, existen infecciones significativas, tanto en el periodo lluvioso como seco, debido a que la larva se desarrolla dentro del huevo, lo cual le confiere una gran resistencia a los factores adversos del medio ambiente (Leguía, 1991).

**Viento y lluvia:** Actúan sobre la traslación de las larvas a la hierba, así mismo favorecen la desintegración fecal (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

#### **2.5.1.2. FACTORES DEL HOSPEDERO**

##### **Nutrición:**

Una buena cantidad y calidad de pasturas proporciona una mayor disponibilidad de aminoácidos, lípidos, carbohidratos y por consiguiente, una mayor resistencia a infecciones parasitarias. No obstante una afecta no solo el crecimiento del hospedador, sino también del parásito que lo infecta (Dunn, 1983). Al mismo tiempo, disminuirá la respuesta inmunológica, mala digestión y absorción con pérdidas de proteínas. Por otro lado la actividad del parásito se incrementa, afectando considerablemente al animal (Guerrero y Leguía, 1987).

##### **Edad:**

Las alpacas menores de dos años son muy susceptibles a la infección por nematodos. Esto sugiere que hasta esa edad, la respuesta inmune es muy deficiente y trae serias repercusiones ya que si se introducen animales susceptibles a pastizales contaminados puede producir cuadros clínicos o desarrollo de tolerancia inmunológica (Leguía y Casas, 1999).

Según la edad en los hospedadores viejos presentan no solo menos parásitos, sino que estos tienden a ser más pequeños y menos fecundos que en los animales jóvenes (Dunn, 1983).

#### **Sexo y reflejo inmunoperiparto:**

Según el sexo, las hembras presentan menos parásitos que los machos, lo que hace suponer que dependen de los niveles de hormonales (Dunn, 1983). Pero hembras en estado de gestación son muy susceptibles a los parásitos, ya que el estrés fisiológico del parto, la lactación y el empadre producen en las alpacas una pérdida temporal de la inmunidad que se reporta 2 semanas antes y 4 semanas después del parto, denominándosele “Relajamiento inmunoperiparto” (RIP), este se manifiesta por el incremento de la carga parasitaria, por el desarrollo de larvas inhibidas, aumento de las posturas de huevos de parásitos (Rojas, 1990). Todo ello se traduce en altos niveles de contaminación de las pasturas con larvas infectivas, ocasionando una mayor susceptibilidad a reinfecciones (Guerrero y Alva, 1986; Guerrero y Leguía, 1987; Gorman, 1989; Leguía, 1991; Leguía y Casas, 1999). Por ello el reflejo inmunoperiparto es uno de los factores considerados importantes en la epidemiología de la helmintiasis. Hay evidencia que indican que es el resultado de una ruptura inmunitaria temporal puede estar relacionada con los cambios endocrinos. Entre las hormonas comprometidas están la prolactina, corticosteroide, progesterona y estradiol (Leguía y Casas, 1999).

#### **Destete:**

Hay que tener en cuenta que el destete produce un estrés nutricional, que coincide con el termino de la época seca, cuando los pastos son deficientes en cantidad y calidad, incrementa la carga parasitaria y da lugar a cuadros clínicos severos en las crías destetadas debido a una disminución en la resistencia de los animales (Leguía, 1991; Leguía y Casas, 1999).

#### **Inmunidad:**

La respuesta inmune busca acortar la vida de los vermes adultos o de sus larvas, y prevenir reinfecciones. Pero el tamaño de los nematodos, tanto de los adultos como de las larvas, impide que sean destruidos por la acción directa de los anticuerpos, o de las células fagocitarias. En este proceso, los vermes son recubiertos por anticuerpos que a su vez, se unen a eosinófilos y otras células que destruyen los parásitos con sus secreciones. La producción de diversos tipos de anticuerpos se ha demostrado en infecciones por nematodos. La producción de mucus en las infecciones por nematodos intestinales, parece responder a un estímulo inmunológico mediado por la rama celular de la inmunidad y también, a los daños producidos localmente sobre la mucosa. Los complejos antígenos anticuerpos inician una serie de mecanismos efectores a nivel local, que implican la estimulación de las células productoras de mucus, por factores específicos sintetizados por macrófagos y linfocitos T.



No obstante la precocidad y la intensidad de la respuesta parecen depender de la cantidad de parásitos en el hospedero. En algunos casos la respuesta es rápida como en *Nematodirus*, en otros es lenta como en *Ostertagia* y en algunos no se produce hasta que el animal se acerca a la pubertad como *Haemonchus* y *Trichostrongylus*. Algunas veces está dirigida contra adultos. Las reinfecciones provocan respuesta secundaria típica (*Nematodirus* y *Ostertagia*) y en otras la infestación primaria no deja memoria inmunológica como sucede con *Haemonchus* (Neutra *et al.*, 1996; Quiroz, 2005). La inmunidad celular está dada por linfocitos T y los eosinófilos juegan un rol esencial en la respuesta a los helmintos con un mecanismo típico de inmunidad celular mediada por anticuerpos (Barriga, 2002).

### **Hábitos:**

Los hábitos o el comportamiento de las alpacas relacionadas al pastoreo y la defecación, juegan un rol importante en el parasitismo gastrointestinal. En cuanto a los hábitos de pastoreo las alpacas no son animales voraces, sino son animales que escogen su alimentación muy cuidadosamente, oliendo los pastos antes de comerlos, si éstos han estado contaminados con heces y orina de otras alpacas, o de ellas mismas, las alpacas no los consumen, salvo que no tengan nada que comer. Por otra parte tienen preferencia por los pastos de los bofedales, donde existen condiciones adecuadas para el desarrollo larvario de los parásitos gastrointestinales, lo cual las hace muy susceptibles a éste tipo de infecciones. También se conoce que tienen la costumbre de defecar en lugares específicos como son las letrinas, que si bien favorecen el desarrollo de los huevos de los parásitos, debido al microclima que se genera en ellos, también hace que la contaminación de las pasturas sea menor de lo que ocurre con otras especies animales rumiantes, como el vacuno y el ovino, que no son tan selectivos en su alimentación y que defecan en cualquier lugar de los campos de pastoreo, provocando una contaminación ambiental mucho mayor (Bustinza, 2000).

En consecuencia, estos hábitos de las alpacas, hace que la infestación parasitaria sea menor que en otras especies, y por lo tanto se produce solo cuando hay mucha concentración de animales o cuando hay una crianza mixta, con ovinos, que no son tan selectivos en su alimentación y que defecan en cualquier lugar de los campos de pastoreo, provocando una contaminación ambiental mucho mayor (Bustinza, 2000).

### **2.5.1.3. FACTORES DEL PARASITO**

Los factores que intervienen en la transmisión del parasitismo en las alpacas, dependen de la especie de parásito, así se sabe que (Bustinza, 2000):

- 1) Hay parásitos que eliminan mayor número de huevos que otros (Cuadro 5), por lo que habrá una mayor infestación de pasturas.
- 2) El periodo prepatente del ciclo de vida, también es otro factor importante que afecta al parásito, ya que a menor tiempo será mayor el número de generaciones parasitarias por año.
- 3) La vía de penetración de las larvas infectivas
- 4) La longevidad y resistencia de los estados larvarios en el medio ambiente. En cuanto a la longevidad las larvas infectivas de *Ostertagia* y *Trichostrongylus* pueden sobrevivir un año y *Nematodirus* y *Lamanema* dos años. Y los huevos de nematodos pueden sobrevivir de 6 meses a varios años (Smith, 1996). Lo que se refiere a resistencia, se sabe que larvas *Ostertagia* y *Trichostrongylus* toleran bien el clima frío. No obstante *Cooperia* y *Haemonchus* soportan tanto el clima frío como el calor (Johnstone, 1971; Barriga, 2002).

#### **2.5.1.4. HIPOBIOSIS**

La hipobiosis viene a ser el retardo y posterior reanudación del desarrollo del parásito, en la mucosa del abomaso y de los intestinos del huésped (Guerrero y Alva, 1986). Se produce como respuesta a condiciones adversas del medio ambiente como bajas de temperatura, sequedad. Y en menor grado a factores inmunes y de manejo. Este fenómeno se ha observado en *Ostertagia*, *Haemonchus*, *Trichostrongylus*, *Cooperia*, *Dictyocaulus* y *Nematodirus*, ocurre entre mayo y agosto y es debido a las heladas de la época seca, reanudando su desarrollo entre agosto y setiembre (Leguía, 1991; Quiroz, 2005).

La hipobiosis tiene gran importancia epidemiológica por tres aspectos:

1. Sincroniza el desarrollo del parásito con las condiciones del hospedero y del medio, permitiendo una mayor sobrevivencia.
2. El desarrollo sincrónico o repentino de las larvas arrestadas puede producir cuadros gastroentéricos severos e incrementa el potencial de infección de los pastos debido a la mayor eliminación de huevos.
3. Algunos antihelmínticos no actúan contra larvas arrestadas y su utilización ocasiona la remoción de los parásitos adultos estimulando la emergencia masiva de las larvas, como sucede en la Ostertagiosis tipo II, que en praderas altoandinas se observa al final del

invierno e inicios de la primavera, en tanto que Ostretagiosis tipo I se presenta durante el verano y es resultado del desarrollo normal del parásito (Novoa y Flores, 1991).

**Cuadro 5 Potencial biótico de los principales nematodos gastrointestinales en rumiantes**

Nematodo	Producción diaria de huevos
<i>Haemonchus</i>	5000-15000
<i>Oesophagostomum</i>	5000-10000
<i>Cooperia</i>	1000-3000
<i>Trichuris</i>	2000-3000
<i>Ostertagia/ Trichostrongylus</i>	100-200
<i>Nematodirus</i>	50-100
<i>Lamanema</i>	<10

Fuente: Leguía y Bendezu, 1974; Hansen y Perry, 1994; Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Barriga, 2002

## **2.5.2. Cestodo**

### **2.5.2.1. MEDIO AMBIENTE**

La influencia climática no se da para el cestodo, sino para el hospedero intermediario, que se muestran más activos en el verano (Rojas, 1990). Los ácaros tienen un comportamiento diario variable en el suelo. Se hallan a poca profundidad (3 a 10 cm.) y migran a la superficie en las primeras horas del día y al atardecer. Tienen una migración tanto vertical como horizontal dependiendo de factores bioclimáticos. Estas variaciones son de fundamental importancia al momento de diseñar programas de control de la cestodosis

### **2.5.2.2. HOSPEDERO**

Los animales menores de un año son los más susceptibles a la infección de cestodos, especialmente entre 3 a 4 meses y después del destete, en que se observan cargas significativas entre enero y mayo. Posteriormente adquieren una sólida inmunidad que limita la carga a 1 o 2 tenias por animal, pero que constituye una fuente permanente de infección (Fernández, 1991).

### **2.5.2.3. PARASITO**

Los cestodos en los rumiante tienen una alta prolificidad pueden llegar a vivir hasta un año, produciendo diariamente entre 75 y 100 proglótidos, cada uno de los cuales tienen aproximadamente 10.000 a 12.000 oncosferas, lo que se traduce en una puesta diaria de 1.000.000 de oncosferas. Provocando una mayor contaminación de las pasturas. La contaminación entonces está determinada por la gran población, además de la longevidad de los

artrópodos y la supervivencia del cisticercoide dentro de ellos (Leguía, 1991). Los ácaros oribátidos conservan la capacidad infectante de los pastos de 10 a 12 meses y tienen poca capacidad de desplazamiento (Quiroz, 2005).

## **2.6. PREVALENCIA Y ESTUDIOS EN ALPACAS**

En el Perú la FAO (2005) reportó prevalencia de helmintos de 70%. Sin embargo, en el departamento de Puno, en los distritos de Mañazo y Cabanillas, se encontró 87% parasitados con nematodos y el 4% con tenias (CEDER, 2009). No obstante en una investigación en Quinsachata que pertenece a puna seca, indica una prevalencia de 38% a helmintos (Wolf, 2010). Respecto al género en una evaluación en la subregion: Puno, Ilave, Juli, Chucuito y Yunguyo (puna húmeda) se encontró mayor proporción a *Nematodirus* 69.7%, seguido por HTS 60.5%, *Lamanema chavez*i 34.1% y *Trichuris* con 21,08%. Mientras que en Huancane y Azangaro (puna seca) una mayor proporción correspondió a HTS 33.84%, seguido de *Nematodirus* 30.54% y *Lamanema chavez*i con 27.56% (Melo, 1997).

## **2.7. FISIOPATOLOGIA Y SIGNOS CLINICOS**

### **2.7.1. Nematodos**

La acción patógena de cada una de las especies implicadas, ocasiona una gran gama de alteraciones fisiopatológicas producidas por su penetración, migración y hábitos alimenticios (Guerrero y Alva, 1986; Cordero del Campillo *et al.*, 1999)

#### **Apetito disminuido:**

Una característica común de las infestaciones parasitarias tanto observada en afecciones por protozoarios como en helmintiasis es la disminución del consumo por parte de los huéspedes (Symons, 1985). El grado de inapetencia voluntaria es variable y está relacionado con las especies de nematodos involucradas, con el nivel, frecuencia y duración de la infestación, con la composición de la dieta y el grado de inmunidad de los huéspedes. La reducción del apetito en el hospedador es un factor importante, cuyo mecanismo ha sido asociado a un incremento del nivel de la colecistoquinina. Sin embargo, el uso de drogas para bloquear la colecistoquinina periférica demostró no tener efecto sobre el apetito y que más bien el hipotálamo cumple una función principal (Holmes y Coop, 1994).

#### **Alteración de la digestión:**

Las células parietales producen HCL (ácido clorhídrico); este a su vez transforma al pepsinogeno en pepsina, la misma que a su turno se encarga de la digestión proteica. Entonces frente al efecto de los parásitos del abomaso, principalmente *Camelostongylus*, *Ostertagia*,

*Mazamastrongylus* y *Graphinema* producen alteraciones estructurales y funcionales de las glándulas gástricas, ocasionando. Un incremento de las células mucinogenas a expensas de las células principales, con la consecuencia disminución de pepsinógeno y destrucción de las células parietales, productoras del ácido clorhídrico, con la consiguiente elevación del pH abomasal y duodenal de 2 a 7, que es debido a un incremento en la síntesis de gastrina por las células G.

El incremento de la gastrina estimularía el crecimiento fúndico y sería el responsable para la respuesta hipertrófica observada en el abomaso infectado por *Ostertagia* (Holmes y Coop, 1994). El incremento del pH abomasal da lugar a un aumento de las enterobacterias gran negativas y consecuentemente a la diarrea, disminuyendo la digestión y la absorción intestinal que traen como consecuencia la pérdida de importantes nutrientes que disminuyen la producción (Rojas, 1990). Así mismo hay una hiperplasia de la mucosa gástrica con pérdida de diferenciación celular y formación deficiente del cemento intercelular. Esto conduce a un aumento de la permeabilidad de la mucosa con el consiguiente pasaje de líquidos corporales (sangre) a la luz del abomaso y viceversa, produciendo, hipoproteinemia, debido al goteo de proteínas plasmáticas; e incremento de los niveles de pepsinogeno en la sangre. Clínicamente estas alteraciones se manifiestan con una disminución de la actividad digestiva, hipoproteinemia y diarrea.

Alteración en la absorción de alimentos es consecuencia de:

- La atrofia de las vellosidades y microvellosidades intestinales, reducen el área de absorción de nutrientes y líquidos. La excesiva producción de exudado, el cual puede actuar como una barrera contra la absorción normal.
- Hiperplasia de la mucosa intestinal con el consiguiente goteo de sangre y proteínas plasmáticas a la luz del intestino
- Modificaciones en el potencial eléctrico de la mucosa, aumentando el sodio y disminuyendo el potasio y cloro.
- Incremento de enterobacterias gran negativas, en el duodeno.
- Aumento de la motilidad intestinal.
- Disminución de la absorción de calcio y fósforo, ocasionando un deficiente depósito de estos minerales en los huesos, lo cual origina osteoporosis, osteomalacia y reducción del crecimiento de los mismos. Esto afecta el desarrollo de los animales.

#### **Anemia e hipoproteinemia:**

Está asociado con la remoción de la sangre por la acción hematófaga del parásito *Haemonchus*. En cambio *Chabertia*, *Oesophagostomum*, *Bunostomum* causan micro o macro hemorragias causadas por la acción traumática de las larvas o parásitos adultos.

La pérdida de glóbulos rojos y proteínas plasmáticas a través de la mucosa gastrointestinal hiperplasiada, acompañada de un drenaje crónico de fierro. El agotamiento del sistema eritropoyetico como consecuencia de la menor disponibilidad de proteínas y la pérdida de proteínas por la eliminación de mucosa lesionada, son causas de la anemia e hipoproteinemia.

#### **Mayor actividad metabólica:**

Se produce para compensar la pérdida de sangre y proteínas plasmáticas, a través de una hiperplasia de la medula ósea roja y una mayor síntesis de proteínas por el hígado. En infecciones crónicas por nematodos la mayor parte de los aminoácidos disponibles es canalizada a los órganos responsables de la producción de proteínas necesarias para el mantenimiento (medula ósea, hígado, etc.), reduciendo el flujo a tejidos como la piel, musculo y glándulas mamarias, envueltos en el proceso productivo. En casos extremos, el animal moviliza las proteínas grasas de los músculos y piel para cubrir sus necesidades de supervivencia.

En conclusión, el resultado final de la acción fisiopatológica de los helmintos gastrointestinales, sobre todo de los nematodos es el desarrollo de un síndrome de disminución del apetito, deficiente digestión y absorción, hipoproteinemia, anemia y edema que se traduce en una baja producción láctea, disminución de la ganancia de peso vivo, retraso en el desarrollo y producción de fibra de deficiente calidad y cantidad (Leguia, 1991).

#### **2.7.2. Cestodos**

Cuando la infección es masiva, se observan cólicos y diarrea alternada con estreñimiento. En cambio en la acción piógena que es extremadamente rara, se acepta que el principal efecto patógeno es la acción irritativa, mecánica (obstrucción intestinal y de los conductos biliares), diversos tipos de enteritis, según la carga parasitaria y la anemia hemolítica a los animales fuertemente infectados, debido a la afinidad de los cestodos por la vitamina B12. (Leguía, 1991; Soulsby, 1993).

Finalmente la infección por cestodos generalmente presenta un curso subclínico (Rojas, 1990) y los signos pasan desapercibidos cuando se trata de animales adultos; el cuadro morbozo se deja sentir más en jóvenes con el catarro intestinal crónico, acompañado de anemia, palidez de la piel y mucosas, erizamiento de la lana, adelgazamiento progresivo y retrasos en el crecimiento (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

## 2.8. PATOLOGIA

### 2.8.1. Nematodos

Las reacciones tisulares que se producen cuando el parásito penetra dan lugar a un proceso inflamatorio. El hospedador trata de aislar al parásito formando alrededor de él una membrana de tejido conjuntivo, con presencia de eosinófilos y células gigantes (Tagle, 1970). Las lesiones en la mucosa van desde un pequeño cambio en la longitud de la forma de la cripta y vellosidades hasta una mucosa muy delgada sin vellosidad reconocible (Symons, 1989). La penetración y migración, por hábitos alimenticios, de los parásitos en conjunto producen atrofia de las vellosidades intestinales y reducen el área de absorción de nutrientes y líquidos. Así mismo investigadores han descrito las anormalidades de la mucosa yeyunal en humanos desnutridos en proteína y energía señalando que los desordenes en las criptas y vellosidades son similares a las descritas por infecciones parasitarias (Leguia y Casas, 1999). La atrofia de las vellosidades no necesariamente describe el acortamiento y degeneración de la vellosidad intestinal por infección parasitaria, sino que también es evidente por un desgaste o degeneración debido a una nutrición defectuosa o falta de uso (Symons, 1989).

Las larvas de *Ostertagi ostertagi* ocasionan irritación de la mucosa abomasal, con erosión del epitelio glandular (Thelkeld y Johnson, 1948), las células maduras diferenciadas son reemplazadas por células indiferenciadas que dan lugar a células columnares altas de secreción mucosa (Soulsby 1993).

Infecciones por *Ostertagia*, *Camelostrongylus*, *Mazamastrongylus*, *Graphinema* y en menor grado *T. axei*, ocasiona una mucosa abomasal congestionada, edematosa y con presencia de numerosos nódulos umbilicados. Además para *Trichostrongylus* la mucosa del intestino se presenta congestionada, erosionada y con exudado fibrino necrótico.

Las Cooperias pueden causar una enteritis mucosa a catarral (Leguia y Casa, 1999). La larvas producen engrosamiento de la mucosa, exudado mucoso abundante y hemorragias puntiforme (Dunn, 1983).

En *Nematodirus* y *Lamanema*, ocasionan, una enteritis catarral a sanguinolenta. También en *Lamanema chavezii*, debido a las etapas migratorias del verme se observaron tractos hemorrágicos y áreas de necrosis en el parénquima hepático.

*Bunostomum* y *Chabertia* causan úlceras hemorrágicas debido a que se encuentran fuertemente adheridas a la mucosa del intestinal. *Trichuris* ocasiona inflamación del ciego y ulceraciones, debido a la penetración profunda de su extremidad anterior en la mucosa. El parásito

*Oesophagostomum*, causa ulceraciones de la mucosa y la presencia de nódulos parasitarios, en la pared del intestino delgado y grueso (Leguia y Casas, 1999).

### **2.8.2 Cestodos**

Los efectos irritativos e inflamatorios se dejan sentir principalmente en los puntos de fijación de los cestodos sobre la mucosa intestinal. Las lesiones aquí van desde el simple catarro intestinal hasta fuertes enteritis y congestión de la mucosa, edema local y abundante infiltrado celular. (Cordero del Campillo *et al.*, 1999), pero estas lesiones se encuentran en infecciones masivas, observándose la mucosa congestionada y la presencia de muchos parásitos (Bustinza, 2001).

## **2.9. DIAGNOSTICO**

### **2.9.1 Nematodos**

#### **In vivo:**

Por los signos y síntomas, complementados por el análisis epidemiológico. No obstante es de utilidad la revisión general del rebaño, las condiciones nutricionales del mismo, la presencia de diarreas y otros signos clínicos (disminución del apetito, retardo en el desarrollo, disminución en la ganancia de peso, pobre condición de carnes) y la condición de la fibra (Leguía, 1991).

#### **De Laboratorio:**

Se hace la colecta de heces directa del animal, para realizar exámenes fecales mediante las técnicas cualitativas y cuantitativas para la identificación de los huevos según géneros y especies. Los géneros *Lamanema* y *Nematodirus* son fácilmente identificados, pero cuando se detecta la presencia de huevos tipo *Strongylus*, debe realizarse cultivo para poder identificar las larvas del tercer estadio (Fernández, 1991; Novoa y Florez, 1991). No obstante para tener una idea del grado de parasitismo en las alpacas, se recomienda mandar muestras equivalentes al 10% de la majada, de los cuales el 5% deben ser animales en buenas condiciones y 5% en pobres condiciones (Guerrero y Alva, 1986).

#### **Determinación de larvas en pasturas:**

Es otra modalidad de apreciar la situación de nematodos, muestreando el forraje de los campos de pastoreo para calcular la cantidad de L<sub>3</sub> por Kg de forraje (Rojas, 1990). La muestra puede ser colectada antes del pastoreo y/o después del pastoreo, se pueden colectar varias muestras en un saco, con ayuda de un cuadrado de 1.50 m<sup>2</sup>, el corte del pasto debe ser al ras del suelo y de forma aleatoria, seguidamente colocar la muestra en una lona y llevarlo al laboratorio



donde se realizará medios de colecta de la L<sub>3</sub> colocándola en condiciones favorables (Hansen y Perry, 1994; Mac manus *et al.*, 2010).

#### **Post Mortem:**

Constituye la mejor alternativa para la evaluación del estado parasitario de la majada. Consiste en el sacrificio al azar de 2 o 3 animales, para posteriormente evaluar sus carnes y las lesiones anatomopatológicas, seguidamente se hace el examen del tracto gastrointestinal a través del estimado de infección parasitaria (Rojas, 1990), en la cual se toman muestras representativas del contenido y raspado del abomaso e intestino, para luego contar los parásitos en estas muestras si se desea enviar estas muestras al laboratorio, se recomienda enviarlas en alcohol al 70% o en formol al 5% (Guerreo y Alva, 1986; Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

### **2.9.2 Cestodos**

#### **In vivo:**

En caso de infecciones masivas por los signos clínicos (cólicos abdominales y diarrea alternada con estreñimiento). Y otro punto a considerar son las heces, en la que se observan segmentos de color blanquecino, que vienen a ser los proglótidos (Leguía, 1991; Soulsby, 1993; Bustinza, 2001).

#### **De Laboratorio:**

Se realiza el examen de heces por medio de técnicas cualitativas, para la concentración de huevos, donde se identificará tomando en cuenta su morfología, tamaño, grosor de la cubierta y sobre todo, el típico aparato piriforme (Cordero del Campillo *et al.*, 1999). No siendo necesario realizar el conteo del número de huevos, debido a que el número de huevos no tiene relación con el número de cestodos parasitando el animal (Ueno y Goncalves, 1998).

#### **Post mortem:**

Presencia de los parásitos, como cintas, blanquecinas de hasta 6m de largo en el intestino delgado.

## **2.10. TRATAMIENTO**

### **2.10.1 Nematodos**

Se realiza con fármacos de amplio espectro como imidazoles que se dividen en (benzimidazoles y los derivados del imidazotiazol) y las lactonas macrocíclicas (ivermectina y moxidectina) Fernández. (1991) son activas frente a nematodos y ectoparásitos (Fowler, 1998).

## A) Imidazoles

**A.1.Los benzimidazoles** más utilizados en la actualidad son el albendazol, oxfendazol, mebendazol y fenbendazol (Cordero del Campillo *et al.*, 1999). El albendazol es efectivo sobre la totalidad de nematodos gastrointestinales, así como para *Fasciola* y *Moniezia*. El oxfendazol reduce la infestación de la etapa adulta de *O. ostertagi*, *O. circumcincta*, *Trichostrongylus axei*, *C. oncophora*, *N. laevis* y *Lamanema chavezii* en un 99-100%. (Alva *et al.*, 1980). Además actúa contra *Haemonchus*, *Oesophagostomum* y *Trichuris* (Quiroz, 2005). En cambio el fenbendazol reduce la excreción fecal de huevos de *Nematodirus* y *Trichuris* en una semana después de la medicación en un 95% (Beier *et al.*, 2000).

**A.2.El levamisol** es el único derivado del imidazotiazol que tiene una acción cercana al 100% contra todos los *Trichostrongylidos*, así como *Oesophagostomum* y *Bunostomum* y contra formas inmaduras de *Haemonchus*, *Trichostrongylus* y *Nematodirus*. Sin embargo, su efectividad sobre larvas de *Ostertagia* es del 42% y poca acción sobre las larvas tisulares de *Oesophagostomum*. También se demostró ser eficaz (99-100%) contra los estadios adultos de *Lamanema chavezii* y *Cooperia*, y efectivos altamente (> 90%) contra *Nematodirus laevis* y *Graphinema aucheniae* (Vargas *et al.*, 1972; Guerrero *et al.*, 1973; 1974, Jarvinen, 2004).

## B) Lactonas macrocíclicas

**B.1.Ivermectina:** Estudios realizados en alpacas de Puno, demostró una efectividad del 100% contra nematodos: *Trichostrongyloides*, *Nematodirus*, *Capillaria* y *Lamanema*, hasta 45 días, siendo en el caso de *Lamanema* y *Nematodirus* menor la efectividad (Condemayta *et al.*, 2004). Además se considera segura en camélidos sudamericanos, con sobredosis de hasta diez veces la dosis normal, sin efectos secundarios (Guerrero y Alva, 1973). Sin embargo la ivermectina administrada por vía oral es preferible para el tratamiento de nematodos gastrointestinales mientras que la inyección subcutánea se prefiere para el tratamiento de los parásitos fuera del tracto gastrointestinal (Jarvinen, 2004)

**B.2.Moxidectina:** reduce la excreción fecal gastrointestinal de *Trichostrongyloides* durante 15-30 días en total (Alva y Franco, 1992).

## 2.10.2 Cestodos

Leguía (1999), recomienda dosificación de tuis entre los tres a cuatro meses de edad y redosificar tres o cuatro semanas después del destete. Mediante fármacos tanto específicos (niclosamida y praziquantel), como de amplio espectro como febendazol, albendazol y oxfendazol.

**Cuadro 6 Dosis y vía de aplicación contra los helmintos gastrointestinales en Camélidos Sudamericanos**

Principio activo	Dosis mg/kg	Vía
Albendazole	7.5	Oral
Febendazole	7.5	Oral
Oxfendazole	5-7.5	Oral
Levamisole	8	Oral/SC
Ivermectina	0.2-0.4	Oral / SC
Moxidectina	0.2	SC
Praziquantel	2.5-10	Oral
Niclosamida	50	Oral

Fuente: Vargas *et al.*, 1972; Guerrero *et al.*, 1973; Alva *et al.*, 1980; Alva y Franco, 1992 Guerrero y Alva., 1993; Melo A, 1997.

## 2.11. CONTROL DE HELMINTOS

Las medidas de control están basadas principalmente en el uso de fármacos antihelmínticos. Así como el manejo apropiado del rebaño y las pasturas (Fernández, 1991).

### 2.11.1. Dosificación

Al programar las dosificaciones se debe tener en cuenta los siguientes aspectos (Leguia, 1991):

- Las cargas parasitarias se incrementan durante épocas de lluviosas y se mantienen relativamente bajas en las épocas de sequía
- Se recomienda dosificar de acuerdo a las condiciones climáticas y a madres gestantes un mes antes de la parición debido al reflejo inmunoperiparto.

En base a la epidemiología y las experiencias de campo se recomienda el siguiente esquema de dosificaciones estratégicas (Fernández, 1991; Bustinza 2000):

#### Animales menores de un año

- Dosificar entre abril-mayo: cuando los tuis tienen de 3 a 4 meses de edad, ya que animales altamente susceptibles son sometidos a infecciones crecientes de parásitos, favorecidos en su desarrollo y transmisión por el verano lluvioso. Por otro lado, los animales entran en una época de difíciles condiciones alimenticias debido al periodo seco que disminuye la calidad y cantidad de pastos.

- En agosto-setiembre, luego del destete (deseable 2 semanas después) para eliminar infecciones adquiridas durante la época seca (*Lamanema* y *Nematodirus*), evitar la presentación de cuadros clínicos de gastroenteritis, debido al desarrollo de larvas hipobióticas y disminuir el potencial de infecciones de los pastizales
- En diciembre-enero, para eliminar los parásitos desarrollados en la primavera e inicios del verano o para enfrentar la carga incrementada por la periodicidad estacional o efecto climático.

#### **Animales mayores de un año**

- A fines de abril, para ayudarlos a enfrentar la futura carencia de forraje.
- A fines de septiembre o mediados de octubre, para enfrentar a la emergente población hipobiótica y a la vigente carencia de forraje.
- A fines de enero, antes de pasar al campo de parición para disminuir la carga parasitaria que se incrementara por la influencia de la periodicidad estacional o del efecto climático.

Pero Melo (1997), recomienda realizar, dos dosificaciones básicas, al inicio de lluvias y después de lluvias. Además según la experiencia en campo es recomendable cambiar de antihelmíntico cuando se nota resistencia. No es recomendable usar el mismo producto más de tres años consecutivos (Ramírez *et al.*, 1998).

#### **2.11.2. Manejo del rebaño y pasturas**

El manejo es importante porque puede influir tanto en el mantenimiento de equilibrio del parásito o en el agravamiento de los daños, que complica el control de las enfermedades parasitarias (Stafford y Coles, 1999).

Leguia (1991) recomienda las siguientes estrategias:

1. Evitar la sobrecarga y el sobre pastoreo de los campos, ya que las larvas infectivas de los parásitos se localizan generalmente en los pastos.
2. Rotación de pastos para poder reducir o eliminar la ingesta de larvas. Adicionalmente, debe esparcirse las heces de las letrinas para exponer los estadios preparasíticos a una acción más directa de la radiación solar, de manera que los huevos eliminados con las heces no tengan tiempo de desarrollarse generando larvas infectantes (Padhilia *et al.*, 1996; Bowman, 2004). Así mismo debe realizarse la rotación de canchas después de los tratamientos a canchas que hayan descansado, por lo menos durante dos meses. (Bustinza, 2000).
3. Pastoreo alternado por edades y especies. En los pastizales descansados primero se debe introducir a los animales menores de un año y luego a los adultos que son más resistentes a los parásitos porque tienen una mayor inmunidad (Bustinza, 2001, Barriga,

2002). En cuanto a las especies se sabe que los ovinos, llamas, alpacas, guanacos y vicuñas, son infectadas por las mismas especies de nematodos, por lo que infecciones entre estos grupos de animales no sólo son posibles sino también esperadas y por ello la crianza entre alpacas y ovinos podría ser un factor que agrava el problema (Ramírez *et al.*, 1998), en cuanto a la infestación por tenias, ya que los camélidos son hospederos definitivos accidentales y susceptibles (Düwel *et al.*, 1989; Bustinza, 2000). Además ambas especies comen las partes bajas compitiendo entre ellas por los mismos pastizales (Fernández, 1991).

4. Proporcionar buena alimentación a los animales, a través del mejoramiento de los pastizales.
5. Evitar el pastoreo prolongado de animales en pastizales húmedo

## **2.12. IMPACTO ECONOMICO**

La parasitosis es una importante limitante en la producción animal y sobre todo la helmintiasis gastroenterica constituye un serio problema en la explotación alpaquera, ya que disminuye el crecimiento, la producción de carne y rendimiento de fibra. Además predispone a otras enfermedades. Muchas veces el camélido parasitado no manifiesta signos, sin embargo su eficiencia biológica y economía son afectadas, ocasionando elevadas pérdidas económicas. Es imposible dar un estimado seguro de la importancia económica de las enfermedades parasitarias en el mundo. No obstante, a través, de estudios realizados en el Perú, se mencionan pérdidas directas anuales ocasionadas por los parásitos gastrointestinales representan el 46.3%, cuyo monto asciende a \$ 695,400 dólares anuales (Ministerio de agricultura, 1973). En alpacas menores de un año se estimaron perdidas de \$29, 000 dólares en solo 7 000 animales (Calderón *et al.*, 1988).

En Macusani la crianza de alpacas es una actividad socioeconómica de gran importancia para los pobladores, del mismo modo Macusani es el mercado que consume mayor cantidad de producción pecuaria y representa el 51%, seguido de Azangaro 13%, Puno 10%, Juliaca 8%, Arequipa 7% ente otros. Macusani es considerado como un mercado principal, dado a que no existen otros mercados en la zona. Los niveles de autoconsumo de los camélidos son altos, llegando en el caso de la alpaca al 64.3%, ovino 80.8% y llamas 33.3%. El autoconsumo para el caso de alpacas se da como resultado de la crianza familiar (INTERSUR, 2002). Pero los parásitos que viven en la luz intestinal compitiendo con el hospedador por los nutrientes, causan un cuadro subclínico con poca ganancia de peso y retardo de crecimiento (Trigo, 1998), afectando la producción de carne.

### III. MATERIALES Y METODOS

#### 3.1. Lugar de Estudio

El estudio se realizó en 2 comunidades alpaqueras (Hatun Phinaya y Queracucho) de Macusani, provincia de Carabaya, departamento Puno, entre los meses de agosto a octubre del 2010. Las comunidades presentan 27 y 16 comuneros, además el hato poblacional es de 1706 y 2986 alpacas respectivamente (censo personal). La zona de estudio está situada a 4 315 msnm de altitud. El clima presenta un promedio anual de 672 mm de precipitación pluvial (SENAMHI, 2010) y una temperatura mínima y máxima de 3.9 a 5.2°C respectivamente. La época de seca se circunscribe a los meses de abril a noviembre y el resto de los meses a la época de lluvia.

Eliminado: Encuest

#### 3.2. Animales del Estudio

Se muestrearon alpacas de variedad huacaya, las que fueron seleccionadas al azar, considerando edad (5 meses a menos de 1 año, de 1 a 3 años y mayor a 3 años), además del sexo. Estas alpacas presentaban una crianza mixta; alpacas, llamas y ovinos.

#### 3.3. Tamaño de Muestra

El número de animales a muestrear fue determinado mediante la fórmula proporciones infinitas (Daniel, 1996).

$$n = \frac{z^2 p q}{d^2}$$

Donde:

n= Tamaño muestral

z= Nivel de confianza

p= prevalencia a utilizar

q= 1- p

d= Error esperado

Se utilizo la prevalencia de 38% como dato referencial (Wolf, 2010). El tamaño de muestras mínima para este estudio es de 364 alpacas por comunidad

### 3.3.1 Selección de los animales y conformación de grupos experimentales

Utilizando los datos de población, obtenidas a través de una previo censo personal, se empleó la fórmula de estratificación (Pérez, 2000) para hallar el número de muestras por comunidad

$$nh = \frac{Nh \times n}{N}$$

Donde:

nh: Tamaño de muestra de la comunidad

Nh: Población de la comunidad

N: Tamaño de la población en estudio

n: Tamaño de la muestra calculada

El número de animales a evaluar para las comunidades de Hatun phinaya y Queracucho resulto ser de 132 y 232 alpacas no obstante el presente estudio evaluó 598 y 721 alpacas respectivamente, resultando un total de 1319 alpacas.

### 3.4.Recolección de Muestras

Se obtuvieron muestras fecales, directamente del recto, de alpacas huacaya de diferentes edades y de ambos sexos, las que fueron recolectadas en bolsas de plástico, registrándose la fecha de muestreo, sexo, edad y lugar de procedencia. Posteriormente fueron almacenados en recipientes térmicos con refrigerante para su traslado al Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Medicina Veterinaria de la UNMSM, para su procesamiento y evaluación.

### **3.5. Análisis Coprológico de las muestras**

Se emplea para el análisis Coprológico las siguientes técnicas:

#### **3.5.1 Técnica cualitativa de Sedimentación espontánea (Rojas, 2004)**

- Colocar 2 a 3 g de heces en un mortero, agregar agua corriente, luego mezclar y homogenizar con el pilón. Tamizar el contenido en un vaso de sedimentación de 50ml, al cual se agregará agua corriente hasta llenar el vaso.
- Dejar reposar 10 a 12 minutos, luego decantar el sobrenadante y volver a completar con agua corriente, este procedimiento se realizará tantas veces sea necesario hasta que el sedimento quede lo más limpio posible.
- Finalmente, observar el sedimento en una lámina portaobjetos a un objetivo de 10x.

#### **3.5.2 Técnica cualitativa de Flotación en solución Willis (Rojas, 2004)**

- Colocar 1 a 2g de heces en un mortero, agregar 20ml de agua corriente, mezclar y tamizar el contenido en un tubo de ensayo o de prueba y dejarlo sedimentar por 30 minutos.
- Eliminar el sobrenadante y resuspender el sedimento agregándole la solución de Willis hasta formar un menisco, inmediatamente se colocará un cubreobjeto el cual estará por 10 minutos, pasado este tiempo será colocado el cubreobjeto en una lamina portaobjetos y se observará a 10x

#### **3.5.3 Técnica cuantitativa para determinar la carga parasitaria, se utilizará la técnica de McMaster modificado (Rojas, 2004).**

- Colocar 3g de heces en un mortero, agregar 42 ml de agua corriente diluir lo máximo posible y tamizar el contenido en un tubo de ensayo de 15 ml, dejar reposar 30 minutos y decantar el sobrenadante.
- Al sedimento se le agregará la sobresaturada hasta  $\frac{2}{3}$  del volumen del tubo, se homogenizará con el sedimento y se completará el volumen del tubo con la solución sobresaturada y por medio de una pipeta pasteur se extraerá inmediatamente del tubo la solución homogenizada, la cual será colocada en las 2 cámaras presentes en la lámina de McMaster, en ella se dejará reposar por 3 a 5 minutos y luego se realizará el conteo de huevos presentes en ambas cámaras, con la ayuda de un objetivo de 10x y cuyo resultado se multiplicará por el factor de dilución 100, lográndose obtener el número de huevos por gramos de heces.



### 3.5.4 Coprocultivo para obtener larvas de nematodos gastrointestinales y recuperación de larvas mediante el método de Baermann (Rojas, 2004)

- Se pesa de 5 a 10 gramos de heces y se coloca en 3 a 4 capas de gasas, atadas con una pita a manera de bolsa; la cual se coloca dentro de un frasco de vidrio o plástico de boca ancha, de modo que la bolsa quede suspendida por la pita. La tapa del frasco se coloca parcialmente cerrada para facilitar la entrada de aire.
- Se incuba en estufa a 27°C durante 7 a 8 días o dejarla a temperatura ambiente (20°C), agregándole esporádicamente gotas de agua para evitar se seque la muestra. Transcurrido este tiempo se procede a la recolección de las larvas.
- La bolsa conteniendo la muestra previa, se coloca en un embudo de vidrio (con el tubo de goma provisto de una pinza o clamp), se cubre la muestra con agua tibia y se deja reposar hasta 6 a 8 horas.
- Se abre el tubo de goma y se recolecta el sedimento en un tubo de 15 ml. posteriormente se centrifuga durante 3 minutos.
- Con una pipeta pasteur se traslada una alícuota del sedimento a una lámina portaobjeto, observándose a 10x, posteriormente y sólo al observar una larva, se colocará solución yodoiodurada al el fin de inmovilizarla, facilitando de esta forma la observación de los detalles morfológicos.

### 3.5.5 Identificación de larvas

- La identificación de los géneros de las larvas de helmintos se hizo siguiendo las pautas de las características morfológicas y biométricas de las larvas L3 en rumiantes (Rojas, 1990; Leguia y Casas, 1999).

## 3.6. Análisis de datos

### 3.6.1 Prevalencia:

La prevalencia de helmintos en alpacas se estimo mediante la fórmula:

$$p = \frac{\text{N animales positivos}}{n} \times 100$$

### 3.6.2. Intervalos de confianza (Martínez y Fajardo, 2001):

$$IC = Z \sqrt{pq \times 100 / n}$$

Donde:

IC: Intervalo de confianza

Z: 1.96 (Nivel de confianza)

p: Prevalencia

q: 1-p

n: Tamaño muestral

### 3.7. Análisis estadístico:

Se calculó la prevalencia de helmintos, a partir de la proporción de muestras positivas, con su respectivo intervalos de confianza del 95% de confianza (Daniel, 1996). Así mismo, se halló la prevalencia y factor de riesgo de las variables sexo, edad y procedencia fueron analizadas por el odds ratio, mediante la regresión logística (Daniel, 1996), utilizando el software SPSS 17.0.

#### IV. RESULTADOS

La prevalencia general de helmintos (nematodos y cestodos) en alpacas del distrito de Macusani- Carabaya, mediante examen coproparasitológico fue de  $63.9 \pm 2.6\%$  (cuadro 7). Según el sexo y edad, se observa mayor porcentaje en machos (73.9%); así como en alpacas de 5 meses a 1 año (77.7%). La prevalencia de helmintos entre comunidades Hatun Phinaya y Queracucho, varió de 60.7 y 66.6% respectivamente.

El cuadro 8, muestra la prevalencia de huevos de helmintos, hallados en alpacas de las 2 comunidades evaluadas, considerándose las variables: sexo, edad y procedencia. Fueron hallados huevos de helmintos pertenecientes a los géneros: *Nematodirus*, *Trichuris*, *Capillaria*, *Lamanema*, *Moniezia*; así como HTS; siendo alta la prevalencia para huevos *Nematodirus* spp (52,8%) y baja para *Lamanema* spp (0,7%) respectivamente. Sin embargo, la prevalencia más alta en cestodos fue para *Moniezia* spp, No se observó marcadas variaciones entre prevalencias y variables evaluadas y sólo los animales menores del año mostraron prevalencia más altas en *Moniezia* (28%) y *Trichuris* (24.5%).

En cuanto a la carga parasitaria el promedio de huevos por gramos de heces (hpg) tanto en alpacas machos como hembras, estas fueron de *Nematodirus* spp (68.3) huevos tipo *Strongylus* (52.3), *Trichuris* spp (51.4), *Capillaria* spp (54.2) y *Lamanema* spp (50); es decir que ninguno de ellos superaron los 100 hpg; considerados como una carga baja.

**Comentario [W71]:** No encuentro donde se encuentran estos valores

Adicionalmente se realizó cultivo de heces; donde se obtuvieron larvas infectivas (L3) procedentes de HTS. Los porcentajes de L3 (larvas infectiva) obtenidos fueron: *Cooperia* spp. (37%) *Oesophagostomum* spp. (23%), *Trichostrongylus* spp. (20%), *Ostertagia* spp. (14%), *Bunostomum* spp (3%) y *Haemonchus* spp. (3%)

Finalmente al analizar los posibles factores de riesgo para la presentación de helmintos respecto de las variables, procedencia, edad y sexo (apendice 1), se halló que alpacas de 5 meses a 1 año y animales de 1 a 3 años presentaron riesgo de 2.93 y 1.98 veces ( $p < 0.05$ ) respecto a la población etarea mayor a 3 años.

Cuadro 7 Prevalencia de helmintiasis gastrointestinal en alpacas (*Vicugna pacos*) huacaya de 2 comunidades del distrito de Macusani, provincia Carabaya - Puno (Agosto-Octubre, 2010)

Variable	N° alpacas	Positivas		
		n°	% ± IC	
Sexo				
Hembra	1051	645	61.4 ± 2.9	
Macho	268	198	73.9 ± 5.3	
Edad (años)				
5m a <1	310	241	77.7 ± 4.6	
1 a 3	520	355	68.3 ± 3.9	
>3	489	247	50.5 ± 4.4	
Comunidad				
Hatun Phinaya	598	363	60.7 ± 3.9	
Queracucho	721	480	66.6 ± 3.4	
Total	1319	843	63.9 ± 2.6	

IC: intervalo de confianza

Cuadro 8 Prevalencia de huevos de helmintos gastrointestinales en alpacas (*Vicugna pacos*) huacaya de 2 comunidades del distrito de Macusani, provincia Carabaya -Puno (Agosto-Octubre, 2010).

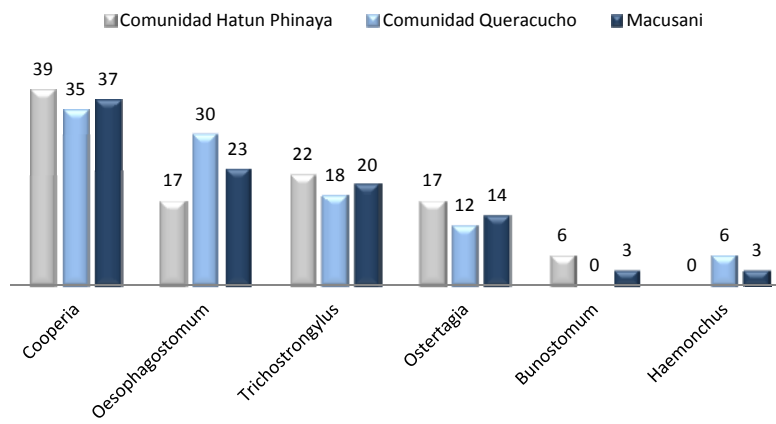
VARIABLE	N° alpacas	HELMINTOS					
		<i>Nematodirus</i> %	HTS %	<i>Trichuris</i> %	<i>Capillaria</i> %	<i>Lamanema</i> %	<i>Moniezia</i> %
Sexo							
Hembra	1 051	50.7	5.4	10.4	1.9	0.9	7.7
Macho	268	60.8	3	12.7	1.5	0	16.8
Edad (años)							
5 m a<1	310	54.2	5.5	24.5	3.2	0.6	28.4
1 a 3	520	60.2	2.3	9.4	1.7	0.8	5.2
>3	489	44	7.4	3.7	1	0,6	2.2
Comunidad							
Hatun Phinaya	598	50.3	7.7	8.9	1.5	1.3	9.4
Queracucho	721	54.8	2.6	12.5	2.1	0.1	9.7
TOTAL	1 319	52.8	4.9	10.8	1.8	0.7	9.6

Cuadro 9 Promedio de Carga parasitaria de huevos de helmintos gastrointestinales en alpacas (*Vicugna pacos*) huacaya de 2 comunidades del distrito Macusani, provincia Carabaya-Puno (Agosto-Octubre, 2010).

VARIABLE	N°	HELMINTOS				
		<i>Nematodirus</i>	HTS	<i>Trichuris</i>	<i>Capillaria</i>	<i>Lamanema</i>
alpacas						
Sexo						
Hembra	1 051	69,6	52,6	51,8	55	50
Macho	268	63,8	50	50	50	0
Edad (años)						
5 m a<1	310	67,3	56	51,3	55	50
1 a 3	520	69,2	50	52	56	50
>3	489	68	51.4	50	50	50
Comunidad						
Hatun Phinaya	598	65,3	57,2	52	56	50
Queracucho	721	70,5	52,6	51,1	53,3	50
Total	1 319	68,3±51 <sup>DS</sup>	52,3±11,6 <sup>DS</sup>	51,4±16,5 <sup>DS</sup>	54,2±7,5 <sup>DS</sup>	50±4,1 <sup>DS</sup>

DS: Desviación estándar

Figura 4 Porcentajes de larvas infectivas (L3) procedentes de HTS, en alpacas (*Vicugna pacos*) huacaya de 2 comunidades del distrito Macusani, provincia Carabaya-Puno (Agosto-Octubre, 2010).



## V. DISCUSION

Variadas prevalencias parasitarias en camélidos, han venido siendo reportado en el departamento de Puno, dependiendo de la zona geográfica y condiciones ambientales. Estudios en la subregión: Puno, Ilave, Juli, Chucuito y Yunguyo reportaron 69,7%; mientras que en Huancané y Azángaro 33,8% (Melo, 1997); en el distrito de Mañazo-Cabanillas se halló 85% (CEDER, 2009) y 38% en Quinsachata, (Wolf, 2010). En el presente estudio, la prevalencia de helmintos en alpacas huacaya de dos comunidades del distrito de Macusani-Carabaya fue de  $63.9 \pm 2.6\%$ .

La diversidad en la frecuencia de parasitismo gastrointestinal, descritas en alpacas de Puno, estarían influenciado por diversos factores entre ellos, condiciones ambientales locales, principalmente la humedad y precipitación pluvial, así, durante los meses del muestreo en Macusani, estos valores fueron de 73.6% y 34.3 mm respectivamente, cifras superiores a lo reportado en Quinsachata (55% y 11.15 mm. respectivamente), es decir que la mayor humedad presente en Macusani favoreció el desarrollo y supervivencia parasitaria en el medio (Botero y Restrepo, 2003) , que la observada en Quinsachata perteneciente a puna seca. Se conoce que la humedad superior al 70% permite el desarrollo de huevos en pequeña escala, siendo necesario un mínimo del 96% para el desarrollo del nematodo (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

Al comparar las prevalencias obtenidos en alpacas de la estación experimental del INIA (Instituto Nacional de Innovación Agraria) en Quinsachata (Wolf, 2010), la cual mostró un buen manejo animal y sanitario, frente a los resultados obtenidos en las comunidades de Hatun Phinaya y Queracucho de Macusani, donde la crianza se realiza bajo un sistema de explotación mixta ; es decir que alpacas, ovinos y llamas, comparten las mismas pasturas contaminadas y unido a la baja especificidad de muchos helmintos, ocasionaría una infección cruzada (Soulsby, 1993) y consecuentemente la prevalencia de helmintos, sería mayor (Keyyu *et al.*, 2006).



La prevalencia de helmintos en relación al sexo, se observa alta en machos (73.9%) que en hembras (61.4%), esto se debe a que la gran parte de la población de machos evaluados fueron animales jóvenes en nuestro estudio con respecto a las hembras. Asimismo las alpacas jóvenes son muy susceptibles a la presencia de helmintos debido al estrés producido por el destete y a un pobre desarrollo de la respuesta inmune contra los helmintos.

Los resultados también indican que las alpacas de 5 meses a 1 año presentan una alta prevalencia de helmintos (77.7%) presentando además este grupo de edad, así como de uno a tres años, un riesgo de 2.93 y 1.98 veces de infectarse por parásitos respecto al grupo etareo mayor de 3 años. Esta cifra elevada en animales jóvenes estaría relacionada con el destete que coincide en la época seca, cuando los pastos son deficientes en cantidad y calidad, presentándose el estrés nutricional y a una deficiente respuesta inmune de las alpacas frente a los parásitos, la misma que se va incrementando paulatinamente hasta hacerse resistente a los dos años (Leguía y Casas, 1999).

Otro factor, sería el pastoreo conjunto, donde animales adultos y crías conviven durante la lactación y empadre de alpacas, ocasionando la contaminación de los campos de pastoreo con niveles altos de larvas infectivas (Chávez, 1967). Ocasionando que las crías se infecten de helmintos, cuando inician el consumo de pasturas desarrollando parasitismo a temprana edad. Asimismo, cabe señalar que los animales viejos parasitados, presentan un menor número de parásitos y estos tienden a ser más pequeños y menos fecundos que los presentes en animales jóvenes (Dunn, 1983).

La mayor evidencia parasitaria encontrada de helmintos (cuadro 8) fueron huevos de *Nematodirus* spp (52.8%) concordando con lo reportado en Puno, Ilave, Juli, Chucuito y Yunguyo en la que se halló un alto porcentaje de *Nematodirus* spp. (69.7%) en alpacas (Melo, 1997); debido principalmente a la resistencia que ofrecen estos huevos frente a la sequedad y bajas de temperatura, permitiendo el desarrollo larvario dentro del mismo. Los huevos de *Nematodirus*, predominan sobre los huevos tipo strongylus, durante la época de sequía (Guerrero y Alva 1986; Leguía 1991; Leguía y Casas 1999; Eckert, 2005), siendo esta característica su mayor fortaleza para su supervivencia y alta frecuencia en el altiplano (Gorman, 1989).

La prevalencia de huevos tipo Strongylus spp. fue baja (4.9%), comparada a lo reportado por Melo (1997) en Huancané y Azángaro (33.4%); Puno, Ilave, Juli, Chucuito y Yunguyo (60.5%) citado por Melo (1997). Siendo la época lluviosa la ideal para su presentación

(Rojas, 1986; Quiroz, 2005), además cuando las condiciones ambientales no le son favorables, estos suelen hacer hipobiosis, no eliminando huevos al medio ambiente.

Con respecto a *Lamanema chavezii*, parásito propio de los camelidos, registro una prevalencia de 0.7% a diferencia de lo reportado en Huancané y Azángaro (27.6%). Probablemente se deba a la escasa precipitación pluvial observada en la zona, registrándose de 0 a 34 mm, durante los meses de muestreo. Así, Crofton (1961) considera que se necesita como mínimo 50 mm de pluviosidad mensual para permitir el desarrollo del parásito en el medio ambiente. Un estudio realizado por Rojas et al. (1981) demostró que en época de sequía los huevos de *Lamanema* tardan de 20 a 40 semanas como máximo en desarrollarse debido a que las condiciones climáticas son adversas.

La prevalencia general de *Moniezia* spp hallada fue de 9.6%, siendo los animales de 5 meses a 1 año, los más afectados, encontrándose valores de 28.4%. Según Bustinza (2000) los animales menores de un año son los más susceptibles a cestodos, especialmente entre 3 a 4 meses y después del destete. Posteriormente adquieren una sólida inmunidad que limita la carga a 1 o 2 tenias por animal, pero que constituye una fuente permanente de infección (Fernández, 1991).

Al no haber reportes establecidos sobre grados de infestación por helmintos en alpacas, se toma como referencia, estudios en ovinos, donde se considera como carga moderada y severa recuentos de 1 000 hpg y 2 000 hpg respectivamente en infecciones mixtas (Ueno y Goncalves, 1998). Por lo que la carga promedio total mostrada en el estudio, sería considerada leve; debido principalmente a las condiciones medio ambientales que presentes en la zona en la época seca; es decir muestra una precipitación pluvial baja, con días de sol y noches frías o con heladas que producen cambios bruscos de temperaturas, factores que afectan gravemente el desarrollo y viabilidad de los estadios preparasíticos (Leguía y Bendezu, 1974).

También podría deberse a la rotación de (que consiste en el traslado de los animales por parcelas) y al hábito de las alpacas que tienen de escoger su alimentación, oliendo los pastos antes de comerlos, si estos han sido contaminados con heces u orina de otros animales, las alpacas no los consumen. En consecuencia, el hábito de las alpacas y la rotación de pastos, hace que la contaminación de la pastura sea menor de lo que ocurre en otras especies animales rumiantes. Ayudando a un buen control de helmintos. Se sabe además que en Hatun phinaya y en Queracucho utilizan anualmente albendazol o triclabendazol por lo que indicaría que estos productos usados tienen una buena eficacia para el control de la carga parasitaria de los nematodos; no obstante, los animales no fueron dosificados antes de la toma de muestra.

**Comentario [W72]:** Esta parte, creo que podría ir al final

Finalmente, los porcentajes totales de las larvas infectivas (L3) procedentes de HTS, obtenidas luego del cultivo de heces, muestra un mayor porcentaje para el genero *Cooperia* sp (40%) concordando con Wolf (2010). Cabe mencionar que este genero es un parasito altamente prolifico que produce de 1000 a 3000 huevos diarios (Boom y Sheath, 2008) y ocasionalmente realiza hipobiosis cuando la temperatura es extrema, permitiendo su mayor supervivencia (Soulsby, 1993; Fowler, 1998). Así mismo, las larvas infectivas pueden permanecer viables de 9-26 semanas (Boom y Sheath, 2008). La comunidad de Hatun phinaya registro 39% para *Cooperia* spp, a pesar de que éste género se presenta generalmente en zonas templadas y cálidas (Romero y Sanabria, 2005), lo que indicaria que la humedad y aireacion fueron las optimas para su desarrollo. Los otros géneros hallados fueron *Oesophagostomum* spp, *Trichostrongylus* spp, *Ostertagia* spp, *Bunostomum* spp y *Haemonchus* spp con porcentajes que variaban de 39 al 3%.

## VI. CONCLUSION

La prevalencia general de helmintos en alpacas del distrito Macusani, provincia Carabaya, del departamento Puno, durante la época de seca fue de  $63.9 \pm 2.6\%$ .

Alpacas machos, animales <1 año, así como la comunidad de Queracucho presentaron una alta prevalencia de 73.9, 77.7 y 66.6% respectivamente.

Con respecto a la carga parasitaria promedio de la mayoría de los nematodos no superó los 100 huevos por gramo de heces, considerándose carga parasitaria leve.

Se identificaron las especies: *Nematodirus*, *Trichuris*, *Moniezia*, *Cooperia*, *Oesophagostomum*, *Trichostrongylus*, *Ostertagia*, *Bunostomum*, *Haemonchus*, *Capillaria* y *Lamanema*

## VII. BIBLIOGRAFIA

1. **Alva J, Franco E. 1992.** Evaluacion de moxidectin 1 % solución inyectable contra la sarna de alpacas. En: XI Congreso Nacional de Ciencias Veterinarias. Puno.
2. **Alva J, Guerrero C, Nuñez A. 1980.** Actividad antihelmintica del oxfendazole contra infecciones naturales de nematodos gastrointestinales de alpacas. En VI Congreso Nacional de Ciencias Veterinarias. Piura.
3. **Ameghino E, DeMartini J. 1991.** Mortalidad crías de Alpacas. Rev IVITA. UNMSM. 24: 105-106.
4. **Barriga O. 2002.** Las enfermedades parasitarias de los mamíferos domésticos en América Latina. Santiago: Germinal. 334p.
5. **Beier E, Lehenbauer TW, Sangiah S. 2000.** Clinical efficacy of fenbendazole against gastrointestinal parasites in llamas. Small Rum Res 36:17-23.
6. **Boch J, Suppere R. 1977.** Parasitología en Medicina Veterinaria. Argentina: Hemisferio Sur. 627p.
7. **Boom, C. J., Sheath G. W. 2008.** Migration of gastrointestinal nematode larvae from cattle faecal pats onto grazable herbage. Vet Parasitol. 157(3-4): 260-266.
8. **Botero D, Restrepo M. 2003.** Parasitosis Humanas. Medellín: Corporación para Investigaciones Biológicas. 67p.
9. **Bowman DD. 2004.** Parasitología para Veterinarios. 8va ed. Madrid: Elsevier. 300p.

10. **Bustinza JA. 2000.** Enfermedades de alpacas. 2ª ed. Arequipa: Universidad Nacional del Altiplano. 346p.
11. **Bustinza V. 2001.** La Alpaca. Puno: Editado por oficina de recursos del aprendizaje, UNA. 480p.
12. **Calderón BG, Alva JM, Rojas M. 1988.** Rol de la Sanidad en la explotación de camélidos sudamericanos. Rev IVITA.UNMSM. 21: 28-31.
13. **[CEDER] Centro de estudios para el desarrollo Regional. 2009.** Desarrollo de las capacidades productivas y comerciales de los pequeños criadores de alpacas de los distritos de Mañazos y Cabanillas. Puno: CEDER.
14. **CEPES. 2010.** Diagnostico Situacional De los camélidos en la región de Puno. [Internet], [4 mayo 2011]. Disponible en:  
[http://www.cepes.org.pe/cendoc/Propuesta\\_candidato\\_region\\_Puno.pdf](http://www.cepes.org.pe/cendoc/Propuesta_candidato_region_Puno.pdf)
15. **Chavez GC, Guerrero DC, Alva JM, Guerrero J. 1965.** Parasites and parasitic diseases of lama pacos (alpacas).Rev. FMV-UNMSM.8: 1-4.
16. **Chávez GC, Guerrero DC, Alva JM, Guerrero J. 1967.** El parasitismo gastrointestinal en alpaca. Rev Fac Med Vet, Perú. 21: 9-19.
17. **Cordero del Campillo M, Rojo VF, Martínez FA, Sánchez AM, Hernández RS, Navarrete LC Quiroz RH, Carvalho VM. 1999.** Parasitología Veterinaria. Madrid: McGraw-Hill. 990p.
18. **Compaire FC, Tarazona V. 1985.** La importancia del parasitismo en los rumiantes en pastoreo. Ann INIA, Ser Hig y Sanid Anim, 11: 11-16.
19. **Crofton HD. 1963.** Nematode parasite population in sheep and pasture. Commonwealth Bureau of Helminthology tech Common 35:104.
20. **Daniel D. 1996.** Bioestadística base para el análisis de las ciencias de la salud. 5ª ed. Mexico: Limusa. 480p.
21. **Dunn AM. 1983.** Helminthología Veterinaria. 2ª Ed. México: Manual moderno. 1832p

22. **Düwel D, Frisancho A, Chavez E. 1989.** Presencia de helmintos en el hogar y Los animales salvajes en los Andes del Perú. In: Helminthologie. Frankfurt / Main: Hoechst AG; p.121-124.
23. **Eckert J, Friedhoff H, Zahner P, Deplazes. 2005.** Parasitología para la Medicina veterinaria. Enke Verlag. Stuttgart. 218 p.
24. **FAO. 2005.** Proyecto de Cooperación Técnica en apoyo a la crianza y aprovechamiento de los Camélidos Sudamericanos en la Región Andina.62p. [Internet], [4 mayo 2011]. Disponible en: <http://www.rlc.fao.org/es/ganaderia/pdf/2914per.pdf>
25. **Fernández B. 1991.** Avances perspectivas del conocimiento de los Camélidos Sudamericanos. Chile. 325p.
26. **Fowler ME. 1998.** Medicine and surgery of south american camelids (llama, alpaca, vicuña, guanaco). 2ª ed Iowa: Iowa State University Press.549p.
27. **Guerrero C, Alva J. 1993.** Evaluación antihelmintica de la Ivermectina contra infecciones naturales de nematodos gastrointestinales de alpacas, gastroenteritis nematodica y sarna en alpacas. Bol Div UNMSM 21: 25-30.
28. **Guerrero C, Leguía G. 1987.** Enfermedades infecciosas y parasitarias de alpacas. Rev Camélidos Sudamericanos UNMSM-IVITA 4: 32-82.
29. **Guerrero C, Alva J. 1986.** Gastroenteritis nematodica y sarna en alpacas. Rev UNMSM-IVITA. 21:25-33.
30. **Guerrero C, Alva J, Rojas M. 1973.** Actividad anthelimitica del L-tetramisole contra infecciones experimentalesde Lamanema chavezi en alpacas Lama pacos. Rev. Inv. Pec. IVITA-UNMSM 2: 141-144.
31. **Guerrero DC, Alva MJ. 1968.** Algunos aspectos epidemiológicos de la gastroenteritis verminosa en las alpacas. Bol IVITA-UNMSM. 3: 54-55.
32. **Guerrero C, Leguía G. 1987.** Enfermedades infecciosas y parasitarias de las alpacas. Rev UNMSM-IVITA-CSCCI.4: 59-67.
33. **Guerrero C, Rojas M, Vargas J. 1974.** Actividad del L-tetramisole contra infecciones naturales de nematodes en alpacas. Rev. Inv. Pec. IVITA, 3: 9-14.

34. **Gorman T. 1989.** Tópicos sobre la biología y manejo de los Camélidos Sudamericanos. Chile. Facultad de ciencias Veterinarias y Pecuarias. 16 p.
35. **Hansen J, Perry B. 1994.** The epidemiology diagnosis and control “Helminth parasites of Ruminants”. Italy. Ilrad 171p.
36. **Holmes P, Coop R. 1994.** Work shop summary: Pathophysiology of gastrointestinal parasites. Vet Parasitol, 54: 299-303.
37. **Jarvinen J. 2004.** Anthelmintics for Use in Camelids. En: Western Veterinary Conference USA. College of Veterinary Medicine, Iowa State University Ames.
38. **Johnstone L. 1971.** Enfoque ecológico para el control de la parasitosis ovina. Bariloche (Argentina): Ministerio de Agricultura y Ganadería de la Nación, Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. p.1-13.
39. **Kassai, T. 2002.** Helmintologia veterinaria. Zaragoza: Acribia. 420p.
40. **Keyyu JD, Kassuku AA, Msalilwa LP, Monrad J, Kyvsgaard NC. 2006.** Cross sectional prevalence of helminth infections in cattle on traditional, small scale and large scale dairy farms in Iringa District, Tanzania. Vet Res Commun 30: 45-55.
41. **Leguía P, Bendezu B. 1974.** Observaciones de campo sobre la epidemiología de la gastroenteritis verminosa en alpacas (Lama pacos) de cerro de Pasco. Rev Inv Pec IVITA: 3:3-7.
42. **Leguia P. 1991.** Enfermedades parasitarias. Lima: Ed de Mar. 190p.
43. **Leguia P, Casas E. 1999.** Enfermedades parasitarias y atlas parasitológico de Camélidos Sudamericanos. Lima: Ed de Mar. 190p.
44. **Levine N. 1963.** Weather, climate and the bionomics of ruminant nematode larvae. Adv Vet Sci 6: 215-261.
45. **Macmanus , Louvandini H, Verdolin V, Torres S, Brito D, Barros C, Seixas L. 2010.** Determinação de endoparasitas em ruminantes em pastagem e animal. Brasil: UFGRS. 22p.
46. **Martínez M, Fajardo F. 2001.** Bioestadística amigable. España: Ediciones Diaz Santos Madrid. 37p.



47. **Melo A. 1997.** Sistemas de control y manejo sanitario de las alpacas y llamas en la región andina del sur peruano. Rev FMVZ-UNA, Puno 1:54-59.
48. **Ministerio de Agricultura. 1973.** Estudio de la Evaluación de Problemas de Carnes en el Perú, Tomo V. Lima-Perú.
49. **Morgan B, Hawkins P. 1949.** Veterinary Helminthology. USA: Ed Burgess Publishing Company. 399p.
50. **Neutra M, Pringault E, Pierre J. 1996.** Antigen sampling across epithelial barriers and induction of mucosal immune responses. Ann Rev Immunol 14: 275-300.
51. **Novoa C, Florez A. 1991.** Producción de Rumiantes menores. Alpacas. Lima: Editorial Rerumen. 375p.
52. **Padhilia T, Furlong J, Santos C. 1996.** Efeito da fermentação aeróbia na viabilidade de ovos de Nematódeos Trichostrongilídeos. Scielo 26:1.
53. **Quiroz H. 2005.** Parasitología y enfermedades parasitarias en animales domésticos. Mexico: Limusa. 827p.
54. **Ramírez A, Franco E. 1998.** Enfermedades parasitarias Pub. Tec. FMV-UNMSM. Lima. 51p.
55. **Rojas M, Nuñez A, Alva J. 1981.** Observacion del desarrollo y sobrevivencia de Lamanema Chavezi en condiciones naturales. Inv Univ San Marcos. Lima p179.
56. **Rojas CM. 1986.** Bases para le prevencion de la nematodiasis Gastroenterica de las alpacas. Bol tec IVITA.3:8.
57. **Rojas CM. 1990.** Parasitismo de los rumiantes domesticos, terapia, prevención y modelos para su aprendizaje. Lima: Ed Maijosa. 383p.
58. **Rojas CM. 2004.** Nosoparasitosis de los rumiantes domesticos peruanos. 2ª Edicion. Lima: Ed Maijosa. p143-144.
59. **Romero J, Sanabria R. 2005.** Parasitismo gastrointestinal y pulmonar de rumiantes. Parasitología práctica y modelos de enfermedades parasitarias. ISBN: 8-987.
60. **Rose J. 1960.** Experiments on the transmission of cattle, lungworm infection. J Path 66: 475-481.

61. [SENAMHI] Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología 2010. Oficina de estadística e Informática. Estación meteorológica de Macusani, Puno.
62. **Smith B. 1996.** Large Animal Internal Medicine. Disease of horses, cattle, sheep, and goats, 2ª ed. USA: Mosby. 2040 p.
63. **Symons L. 1989.** Pathophysiology of endoparasitic infection. Australia: Ed Acad Press.
64. **Soulsby E.J.L. 1993.** Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7ª ed. México: Interamericana. 820 p.
65. **Stafford K, Coles G.C. 1999.** Nematode control practices and anthelmintic resistance in dairy calves in the south west of England. Veterinary Record: 659-661.
66. **Tagle V. 1970.** Enfermedades Parasitarias de los animales domésticos. Ed Chile. 334p.
67. **Threlkeld W, Johnson E.P. 1948.** Observation on the pathogenicity and viability of *Ostertagia ostertagi*. Vet Medic, 33: 11.
68. **Tizard R. 1998.** Inmunología Veterinaria. 4ª ed. México: Ed Interamericana McGraw Hill. 338p.
69. **Traverso C.M. 2011.** Determinación de resistencia antihelmíntica frente a ivermectina de nematodos gastrointestinales en alpacas (*Vicugna pacos*) Puno-Peru. [Internet], [1 setiembre 2011]. Disponible en: <http://www.sisupe.org/abanicoveterinario>.
70. **Trigo T. 1998.** Patología Sistémica Veterinaria. 3ª ed. México: Ed Interamericana McGraw Hill. 360p.
71. **Ueno H, Goncalves P.C. 1998.** Manual para diagnóstico de helmintos de ruminantes. 4ª ed. Brasil: Salvador de Bahía. 145p.
72. **Vargas J, Guerreiro C, Rojas M. 1972.** Pruebas de campo controladas del levamisole contra nematodos de alpacas. Rev. Inv. Pec. IVITA, 1 (2): 137-144.
73. **Yucra D. 2002.** Carga parasitaria gastrointestinal, lesiones anatomopatológicas, respuesta celular y patrón humoral en alpacas de una comunidad campesina-Puno. Tesis de post grado para optar el grado de Magister en salud animal. Lima: Facultad de Medicina Veterinaria, Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 39-43p.

74. **Wolf D. 2010.** Untersuchungen zur Seroprävalenz von zystenbildenden Kokzidien und zu Gastrointestinalparasitosen bei Neuweltkameliden in Peru. beim Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen. 154p.

## **VIII. APENDICE**

Apéndice 1 Factores de riesgo para la presentación de helmintos gastrointestinales en alpacas (*Vicugna pacos*) huacaya de 2 comunidades del distrito de Macusani, provincia Carabaya - Puno (Agosto-Octubre, 2010).

Variable	Odds ratio	Intervalo de Confianza 95%		P
		Min	Max	
Sexo				
Hembra	1.29	0.94	1.77	0.116
Macho	1	-	-	-
Edad (años)				
5m a <1	2.93	2.04	4.20	0
1 a 3	1.98	1.52	2.57	0
>3	1	0	0	0
Comunidad				
Hatun Phinaya	1.22	0.94	1.77	0.101
Queracucho	1	-	-	-

P: significancia

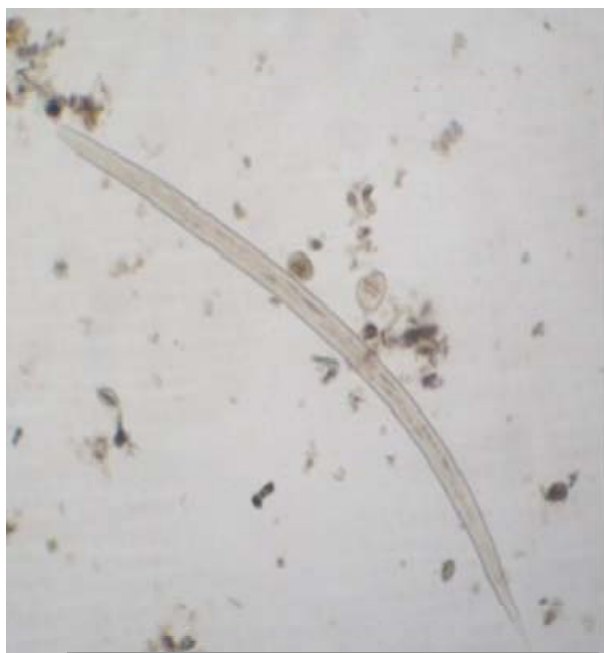
Apéndice 2 Cultivo de huevo tipo strongylus de las muestras positivas



Apéndice 3 Recolección de larvas L3 mediante el método de Baermann



Apéndice 4      larva L3 *Trichostrongylus* spp (615x760) (80x110) hallado en el distrito  
Macusani, provincia Carabaya –Puno (Contreras, 2012)



**Con formato:** Fuente: Times  
New Roman, Negrita

**Con formato:** Centrado